Aus der Medizinischen Klinik der Universität Würzburg
Direktor: Professor Dr.med. H.A. Kühn

U N T E R S C H I E D E
I N D E R V E R D A U L I C H K E I T
V O N F I S C H E I W E I S S
B E D I N G T D U R C H V E R S C H I E D E N E
S U B S T R A T E U N D L A G E R U N G S D A U E R
B E I K O N S T A N T E R I N K U B A T I O N

I n a u g u r a l - D i s s e r t a t i o n

verfaßt und der
Hohen Medizinischen Fakultät
der
Julius-Maximilians-Universität Würzburg
zur
Erlangung der medizinischen Doktorwürde

vorgelegt von
Astrid Brandsch, geb. Schlosser
aus Lippa/Rumänien

Würzburg, den 24.Januar 1980

Aus der Medizinischen Klinik der Universität Würzburg

Direktor: Professor Dr.med. H.A. Kühn

U N T E R S C H I E D E

I N D E R V E R D A U L I C H K E I T

V O N F I S C H E I W E I S S

B E D I N G T D U R C H V E R S C H I E D E N E

S U B S T R A T E U N D L A G E R U N G S D A U E R

B E I K O N S T A N T E R I N K U B A T I O N

I n a u g u r a l - D i s s e r t a t i o n

verfaßt und der

Hohen Medizinischen Fakultät

der

Julius-Maximilians-Universität Würzburg

zur

Erlangung der medizinischen Doktorwürde

vorgelegt von

Astrid Brandsch, geb. Schlosser

aus Lippa/Rumänien

Würzburg, den 24.Januar 1980

Referent: Professor Dr.med. L. Maiwald

Korreferent: Professor Dr.med. H.A. Kühn

Dekan: Professor Dr.med. K.-H. Wulf

Tag der mündlichen Prüfung: 30.Juli 1980

Gedruckt mit Genehmigung der Medizinischen Fakultät der Universität Würzburg

I N H A L T S V E R Z E I C H N I S

	Seite
I. Einleitung	1
II. Allgemeiner Teil	2
A. Bekannte Tatsachen der Eiweißverdauung durch menschlichen Magensaft	2
a) Physiologische und pathophysiologische Vorstellung	
b) Beweisende Befunde	4
c) Möglichkeiten der Bestimmung	5
B. Besonderheiten des Fischeiweißes und seine besondere Bedeutung für die menschliche Ernährung	10
a) Zur Biochemie des Fischeiweißes	10
b) Veränderung des Fischeiweißes durch Lagerungsvorgänge	10
c) Fischeiweiß in der Diätetik	12
C. Bedeutung der proteolytischen Spaltung von Nahrungseiweiß	15
a) Für die Funktion nachfolgender Organe	15
b) Für die Steuerungsmechanismen der Verdauung	16
III. Fragestellung	18

Seite

IV. Untersuchungsverfahren, Material, Methode 18

A. Untersuchungsverfahren 18

B. Material 19

a) Magensaftproben 19
b) Eiweißzusatz 20

C. Methoden 20

a) Biuret-Verfahren 20
b) Folin-Ciocalteu-Verfahren 21

V. Ergebnisse 33

A. Ergebnisse der Biuret-Gruppen 33

B. Ergebnisse der Folin-Gruppen 35

C. Alterungsprozeß 37

D. Beziehung zur Säureproduktion 45

VI. Diskussion 49

A. Diskussion der Methode 49

B. Diskussion der Ergebnisse 51

a) Zur Frage der Veränderung der Zahl alkoholextrahierbarer Folin-Gruppen in Abhängigkeit von der Inkubationszeit 51

b) Zur Frage des Einflusses der Lagerungsbedingungen auf die Verdaulichkeit verschiedener Fischarten 53

Seite

c) Unterschiedliche Aussagen beider Untersuchungsverfahren 54

C. Bedeutung für die Diätetik 55

VII. Zusammenfassung 56

VIII. Literatur I-V

UNIV.
LEIDEN
BIBL.

I. EINLEITUNG

Frühere Untersuchungen von MAIWALD und KITSCHENBERG (23) haben gezeigt, daß unterschiedliche Nahrungseiweißarten (Milcheiweiß, Fischeiweiß, Eiweißpräparationen) durch menschlichen Magensaft verschieden stark angedaut werden. Bisher nicht meßbar ist der Einfluß einer Lagerung von Fischeiweiß unter Kühlschrankbedingungen auf die Verdaulichkeit von Fischeiweiß.

Um eine quantitative Aussage dazu machen zu können, werden in der vorliegenden Arbeit zwei Arten von Fischmuskeleiweiß - Goldbarsch und Kabeljau - unter vergleichbaren Bedingungen einer proteolytischen Einwirkung menschlichen Magensaftes ausgesetzt. Neben dem Vergleich der Verdaulichkeit beider Eiweißarten erfolgt auch eine Prüfung der lagerungsbedingten Änderung der Verdaulichkeit mit dem von MAIWALD und KITSCHENBERG (23) vorgestellten Verfahren.

II. A L L G E M E I N E R T E I L

A. Bekannte Tatsachen der Eiweißverdauung durch menschlichen Magensaft

a) Physiologische und pathophysiologische Vorstellungen

Für die gastrale Proteolyse werden die in den Hauptzellen der gesamten Magenschleimhaut gebildeten Enzyme Pepsin und Gastricsin (=Kathepsin) verantwortlich gemacht, ebenso die in den Belegzellen sezernierten Wasserstoff- und Chlorionen.
Pepsin wurde 1836 von SCHWANN beschrieben und von NORTHROP 1930 kristallin dargestellt. BUCHS beschrieb die Wirkung einer Protease, die er als Kathepsin bezeichnete und die TANG et al kristallisierten und Gastricsin nannten.
TANG (37) gelang es weiterhin aus Magenschleimhaut ein einheitliches Zymogen IA zu extrahieren, woraus je nach aktueller Acidität zwei chemisch, physikalisch und wirkungsmäßig differente proteolytische Enzyme und zwar Pepsin (pH-Optimum 1,5 - 2,5) und Gastricsin (pH-Optimum 3,0 - 3,2) entstehen.
Der Ablauf der gastralen Proteolyse vollzieht sich nach BRAMSTEDT (3) folgendermaßen: Die Spaltung des zugeführten Nahrungseiweißes wird durch die Kathepsinwirkung eingeleitet, nicht durch Pepsin.
Die Magenproteasen haben eine besondere Affinität zu bestimmten Peptidbindungen, so werden Tyrosin bzw. tyrosinhaltige Peptide rasch durch Pepsin freigesetzt (7) oder Arginin durch Trypsin.
Tyrosin ist nach Untersuchungen von BERGMANN (22) an Peptidbindungen im Eiweißmolekül beteiligt,

die sowohl von Pepsin wie auch von Kathepsin aufgespalten werden.
Manche Proteine werden bevorzugt von Magenkathepsin (=Gastricsin), andere überwiegend von Pepsin angegriffen, Kathepsin und Pepsin spalten aber auch das gleiche Substrat (22).
MERTEN (24) konnte zeigen, daß bei Verwendung von Hämoglobin die Abspaltung von Tyrosin durch pH-Erniedrigung noch eine Steigerung erfuhr. Bei Versuchspersonen ohne genügende Enzyme und/oder Säureproduktion ist der Abbau des Eiweißes verlangsamt.
MAIWALD (22) konnte zeigen, daß proteolytische Aktivität im Magen bezüglich der Eiweißspaltung qualitativ von der Fähigkeit der Bildung freier HCl abhängt, und zwar weil bei Säurebildung bevorzugt tryptophan/tyrosinhaltige Peptide abgespalten werden. Diese unterliegt einem weiteren Abbau. Es entstehen kleine und kleinste tryptophan/tyrosinhaltige Spaltprodukte, die einen relativ hohen Anteil tyrosinhaltige Spaltprodukte, die einen relativ hohen Anteil Tryptophan/Tyrosin und einen verhältnismäßig geringen Gehalt an Peptidbindungen - vor allem Dipeptiden - aufweisen.
Beim Magengesunden erfolgt nach Eiweißprobetrunk im allgemeinen die Enzym- Säureproduktion gleichzeitig und im richtigen Verhältnis.
Beim Magenkranken ist häufig eine Asynchronie zwischen Enzym- und Säureproduktion feststellbar: z.B. bei noch ausreichender Enzymproduktion ein Mangel an Säure und dann fehlende Aktivierung der Kathepsin/Pepsin Aktivität bzw. bei noch ansteigender Enzymproduktion ein vorzeitiges Abfallen oder Sistieren der Säurebildung. Schließlich die Bildung sehr großer

Enzymmengen nach Eingabe des Probetrunks, jedoch eine verlangsamte Säurung des Chymus. Bei deutlicher Hyperchlorhydrie kann ein ausgeprägter Enzymmangel vorkommen (26) oder es finden sich normale bzw. an der unteren Normgrenze liegende Enzymwerte bei ausgeprägter Subacidität.
Sub- und Afermentie gehen nicht unbedingt mit Sub- und Anacidität einher (27).
Enzymstörungen mit Sub- und Afermentie bei Magenkranken sind als Folge chronischer Magenschleimhautschäden (langdauernde Gastritis, Gastroenteritis, Ulcus ventriculi und duodeni) sowie chronische Cholangitiden, Cholecystopathien und Hepatopathien anzusehen (27). Absolute Afermentie findet sich bei schwersten atrophischen Gastritiden, bei Perniciosa, Magencarcinom und bei chronischem Eiweißmangel.
Enzymüberproduktion im Magen tritt bei akuten Erkrankungen auf (Reizzustände der Magen- und Duodenalschleimhaut wie akute Gastritis, akute Gallenwegs- und Gallenblasenerkrankungen). Dabei ist aber auch Subfermentie und Hyperacidität möglich (27).

b) Beweisende Befunde

Die proteolytisch gebildeten Spaltprodukte (Peptide) sind sekretionswirksam (22). BICKEL (2) und SCHWEITZER (34) wiesen bereits in den zwanziger Jahren auf den nachhaltigen Sekretionsreiz von Fleischextrakten, welche Peptide verschiedener Größe enthalten, hin. TAWAGA (36) wies auf die größeren sekretorischen Effekte der Aminosäurehydrochloride hin, besonders der des Glutaminsäurehydrochlorids. Nach KLINGMÜLLER (19) werden die Salze der Aminosäuren rascher resorbiert, daher wirken sie schneller auf die Säuresekretion des

Magens als reine Aminosäuren.
RODEWYK und SURMANN (30) konnten beweisen, daß durch Pilzproteasen gebildete Eiweißabbauprodukte der Nahrung direkten Einfluß auf die sekretorische Magenfunktion nehmen. Welche Eiweißbruchstücke aus der Nahrungsproteolyse während der gastral-antralen Phase der Eiweißverdauung gastrinmobilisierend und damit säuresekretionswirksam sind, ist bis heute noch nicht restlos geklärt.
MAIWALD (22) konnte nachweisen, daß in Gegenwart freier Säuren aromatische Aminosäuren aus dem Chymus vermehrt freigesetzt werden und die Anteile freigesetzter kleinmolekularer Peptide sich in Abhängigkeit von der Säureproduktion verschieben.

c) Möglichkeiten der Bestimmung

Gesamteiweißbestimmung nach dem KJELDAHL-Verfahren (12)

Der Gesamtstickstoff im Serum umfaßt den im Eiweiß enthaltenen Stickstoff und den Reststickstoff, d.h. nach SOPP (nach HALLMANN (12)) diejenige Stickstoffmenge, die nach Eiweißfällung mit Trichloressigsäure in das Filtrat übergeht.
Prinzip der Reststickstoffbestimmung (Halbmikrobestimmung nach dem KJELDAHL-Verfahren) im Blut oder Serum (Plasma): Die nachzuweisenden stickstoffhaltigen Substanzen werden durch Veraschung mit Schwefelsäure unter Mitwirkung von Katalysatoren (Kupfersulfat) in Ammoniak umgewandelt und von der Schwefelsäure als Ammoniumsulfat gebunden. Durch Laugenzusatz wird das Ammoniak in Freiheit gesetzt, überdestilliert und in einer Vorlage mit bekannter Menge Salzsäure oder Schwefelsäure aufgefangen. Es folgt die Titration der überschüssigen Säure am

besten nach der indirekten jodometrischen Methode. Bei der Bestimmung des Gesamtstickstoffs erfolgt keine Enteiweißung. Veraschung, Destillation und Titration entsprechen prinzipiell der Rest-N-Bestimmungsmethode.
Der Eiweißstickstoff berechnet sich aus der Differenz des mg%-Gehaltes an Gesamtstickstoff abzüglich mg% Reststickstoff. Die Differenz multipliziert mit 6,54 (Eiweißfaktor) ergibt den Eiweißgehalt in mg%.

Gesamteiweißbestimmung nach dem Biuret-Verfahren

Prinzip (12): Zwischen Eiweiß und zweiwertigen Kupferhydroxyd bildet sich eine blauviolette Komplexverbindung, deren Intensität dem Eiweißgehalt entspricht und photometrisch gemessen werden kann. Hinweise auf Methodik und Reagenzien s. Abschnitt IV.

Kolorimetrische Proteinbestimmung mit dem Phenolreagenz nach FOLIN-CIOCALTEU

Die Spaltung von Eiweiß kann durch die Bestimmung der mit dem Phenolreagenz von FOLIN und CIOCALTEU eine Blaufärbung ergebenden Aminosäuren quantitativ erfaßt werden. Bei der Bestimmung der Phenolgruppen wird im wesentlichen neben dem Tyrosin das Tryptophan mitbestimmt. Die Farbmessung, d.h. die Bestimmung der Blaufärbung, erfolgt kolorimetrisch innerhalb einer Zeitspanne, in der eine konstante Farbtiefe besteht (28).
Hinweise auf Methodik und Reagenzien s. Abschnitt IV.

Bestimmung von Eiweiß durch UV-Absorption

Die zu untersuchende Eiweißlösung wird mit 0,9 %iger

NaCl-Lösung verdünnt. Ihr pH kann zwischen 4 und 8 liegen. Man kann die Extinktion (E) bei Wellenlänge (λ) 215 und 225 mμ messen. Die Verdünnung soll so erfolgen, daß E_{215} nicht größer als 1.5 ist. Bis zu E_{215} = 2 gilt das LAMBERT-BEERsche Gesetz. Berechnung: Protein in Y/cm^3 = (E_{215} - E_{225}) 144 (16).

Parameter der Eiweißverdauung

ANSON-Verfahren (Nachweis des von Hämoglobin abgespaltenen Tyrosins)

Von ANSON et al. wurden Darstellungsmethoden für Kathepsin aus Organgewebe mitgeteilt. Dabei wird entweder von Frischextrakten (ANSON et al.) oder von Acetontrockenpulver ausgegangen (24).
Eine weitere Klärung des Kathepsinkomplexes ist von ANSON in der Wirkung auf Hämoglobin gegeben worden, der vor allen Dingen die ersten Stadien der Proteolyse zu erfassen sucht (24) und diese von den späteren mit einer hinzutretenden Peptidasenwirkung unterscheidet. Die aus Gewebsextrakten (oder Körperflüssigkeiten) gewonnenen Fermentlösungen werden zu einer Hämoglobinlösung gegeben und bei ihrem jeweiligen pH-Optimum möglichst kurze Zeit belassen. Die Spaltung wird im Trichloressigsäurefiltrat durch die Bestimmung der mit dem Phenolreagenz von FOLIN und CIOCALTEU eine Blaufärbung ergebenden Phenolgruppen gemessen (28). Auch MERTEN verwandte das von ANSON allgemein zum Nachweis proteolytischer Fermente angegebene Substrat Hämoglobin aus Rinderblut, welches sehr gleichmäßig reproduzierbar ist. Die Bestimmungen wurden in 5 cm^3 der ausgeheberten Probe durchgeführt, welche Menge der von ANSON verwandten Substratmenge bei der in vitro-Bestimmung proteolytischer Fermente entspricht (25).

Der Zuwachs an Spaltprodukten läßt sich mit dem Erscheinen freigesetzter Tyrosingruppen aus Hämoglobin nach ANSON und MIRSKY (µ M/mg/hr=µM of tyrosine released per mg of enzyme per hr (5) nach TANG et al.)) verfolgen (5).

Edestin-Verfahren

Nach BUCHS und FREUDENBERG (6) gibt es prinzipiell zwei Möglichkeiten, den Ablauf der Proteolyse zu registrieren: Entweder verfolgt man das Erscheinen der Abbauprodukte, zu denen das Substrat aufgespalten wird, oder man mißt den Substratschwund, d.h. die Differenz im Ausgangsmaterial zu Beginn und am Ende des Versuches. Dieses letztere Verfahren wurde eingehalten bei der Untersuchung der festen Substrate und beim Edestin. Edestin ist ein pflanzliches Globulin, das im Samen von Hanf, Flachs, Sonnenblumen usw. vorkommt. Es wird sowohl von Pepsin, als auch von Kathepsin außerordentlich leicht angegriffen, und der Grad der Verdauung kann rasch und genau bestimmt werden.
Das Edestin wird als 5 %ige Lösung je nach dem gewünschten pH in verschiedenen Konzentrationen Salz- oder Essigsäure durch Kochen gelöst. Zu 5 cm^3 dieser Lösung werden 0.2 cm^3 Magensaft eines bestimmten pH-Wertes gegeben. Nach Inkubation werden 1 cm^3 mit Gummi arabicum-Lösung (Schutzkolloid und Stabilisator des ausgefällten Eiweißes) und Sulfosalicylsäure (fällt das nicht verdaute Eiweiß aus) vermischt. Es entsteht eine vollständig homogene Trübung, die erst nach 48 Stunden anfängt auszuflocken. Je mehr Edestin verdaut worden war, desto schwächer wird die Trübung ausfallen. Ihr Grad wird dann mittels eines licht-

elektrischen Kolorimeters ausgemessen und an einer vorher aufgestellten Eichkurve die abgebaute Menge Edestin direkt abgelesen.

Nephelometrie

Prinzip (14): Eine homogene Trübung schwächt einen hindurchfallenden Lichtstrahl dadurch, daß Einzelteilchen das Licht nach allen Seiten wegstreuen (TYNDALL-Effekt). Entweder bestimmt man mit einem Trübungsmesser die Lichtschwächung des hindurchgehenden Strahles (Trübungsmessung) oder mittels Tyndallometer die Intensität des Streulichtes (Streulichtmessung). Bei der Streulichtmessung sind außer den LAMBERT-BEERschen Größen die Wellenlänge, die Zahl der Teilchen pro Volumeneinheit und das Volumen der Einzelteilchen zu berücksichtigen. Es gilt die RAYLEIGHsche Formel.
Bei der eigentlichen Trübungsmessung liegen die Verhältnisse ähnlich.

B. Besonderheiten des Fischeiweißes und seiner Bedeutung für die menschliche Ernährung

a) Zur Biochemie des Fischeiweißes

Die Fasern des Fischfleisches sind quergestreift, der Muskel ist arm an Bindegewebe (Sarcolemma) und zeigt eine besonders lockere Struktur (32).
Die Stickstoffsubstanz besteht in der Hauptsache aus biologisch hochwertigen Eiweiß, der Proteingehalt im Fischfleisch liegt bei 18-20 % (13).
Die chemische Zusammensetzung des Fischfleisches unterscheidet sich beim Fett- und Magerfisch. Die fetten Fische enthalten 58-75 % Wasser, 12-22 % Protein, 8-28 % Fett und 1-1,3 % Mineralstoffe. Die Hauptbestandteile der Magerfische schwanken innerhalb folgender Grenzen: Wasser 73-91 %, Protein 14-22 %, Fett 0,3-5 %, Mineralstoffe 1-2 %. Der Gehalt an Fischbasen und anderen wasserlöslichen Stoffen bleibt hinter dem des Warmblüterfleisches zurück. Besonders die Fettfische zeigen einen beträchtlichen Gehalt von Vitamin A, B_1, B_2, B_6 und D. Das Eiweiß ist nach dem Gehalt an lebenswichtigen Aminosäuren als hochwertig zu bezeichnen (13). Fischeiweiß zeichnet sich durch einen hohen Lysingehalt, der je nach Art zwischen 6,7 % beim Heilbutt und 14,4 % beim Rotbarsch liegt (4).

b) Veränderung des Fischeiweißes durch Lagerungsvorgänge

Beim Magerfisch (Kabeljau, Schellfisch, Seelachs, Scholle, Schleie, Hecht) mit einem Fettgehalt unter 1-2 % und den Fischen mit mittlerem Fettgehalt zwischen 2-10 % (Goldbarsch, Heilbutt, Garnele,

Karpfen, Forelle) betreffen die Veränderungen bei der Lagerung den Proteinabbau. Bei Fettfischen, Fettgehalt 10-20 % (Hering, Makrele, Lachs, Thun, Aal), muß außerdem noch der Fettabbau berücksichtigt werden (4). Ein spezifisches Stoffwechselprodukt des Seefisches ist das Trimethylaminoxid, daß im Muskelgewebe abgelagert und teilweise durch Bakterien des toten Fisches unter Mitwirkung der Triamin-Oxydase zu Trimenthylamin abgebaut wird. Von den beiden genannten wasserlöslichen Stoffen ist Trimetylamin die stark riechende Komponente. Die Zunahme beider Substanzen sowie die Bildung von Ammoniak aus Trimethylaminoxyd im lagernden Fischfleisch sind Zeichen abnehmenden Frischegrades. Seelaicher (Hai, Rochen) enthalten beträchtliche Mengen an Harnstoff, der dort physiologisch einen Teil der Blutsalze vertritt und durch mikrobielle Zersetzung (Urease) schnell in Ammoniak übergeht. Frischer Dorsch enthält 9,8 mg, frische Scholle 5,7 mg Ammoniak pro 100 g Fleisch, der Gehalt nimmt nach der Schlachtung schnell zu (32).

Die gerade noch tragbare Menge an flüchtigem basischem Stickstoff im Fischmuskel scheint zwischen 35-45 mg % zu liegen. Die Höchstgrenze an Ammoniak im Dorschfleisch und der Scholle wird mit 12 mg% angegeben. Frisches Heringsfleisch enthält 20 mg% Ammoniak und 1 mg% Trimethylamin auf. Trimethylaminmengen über 80-100 mg% sind bedenklich (32).
Bedeutungsvoll für den Eiweißabbau sind proteolytische, im Fischmuskel enthaltene Enzyme, insbesondere Kathepsin und Peptidasen. Die zelleigenen Enzyme des Fischmuskels entfalten auch bei minus 10 ^{o}C noch deutliche Aktivität (32).
An Stickstoffsubstanzen ist im Fischmuskel ein relativ

hoher Gehalt an freien Aminosäuren bemerkenswert. Unter diesen geht freies Histidin bei der Fischverderbnis in Histamin über (32).

c) Fischeiweiß in der Diätetik

Fisch ist auf Grund seines geringen Bindegewebsgehaltes von 3-5 % (Rindfleisch 8-22 %) leicht verdaulich und ist eine hochwertige Eiweißquelle für den Menschen. Der Eiweißbedarf des Erwachsenen liegt bei 1,0 g je kg Körpergewicht, bei geistiger Tätigkeit 1,2 g je kg Körpergewicht. Der hohe Eiweißgehalt bei niedrigem Kaloriengehalt ist vor allem für Menschen mit sitzender Tätigkeit eine adequate Energiequelle.(4)
Die biologische Wertigkeit der Eiweißkörper, d.h. ihre Fähigkeit, Wachstum und Zellersatz zu fördern und Stickstoffverluste zu verhindern, ist wiederum abhängig von dem Gehalt der Proteine an den sogenannten essentiellen Aminosäuren. Dem entspricht die Tatsache, daß das Fischeiweiß durch einen besonders hohen Gehalt und eine besondere günstige Relation der essentiellen Aminosäuren ausgezeichnet ist und in dieser Hinsicht den besten anderen Eiweißquellen unserer Nahrung mindestens gleichwertig ist. Diese Überlegenheit bezieht sich vor allem auf die vier Aminosäuren Methionin, Cystin, Threonin und Lysin, welche in pflanzlichem Eiweiß nur unzulänglich vertreten sind und deren ungenügende Zufuhr bei den vorwiegend pflanzliche Nahrungsmittel konsumierenden Entwicklungsvölkern die Ursache der gefürchteten Eiweißmangelsymtome (Kwashiorkor) ist. Daher eignet sich auch Fisch in jeder Form zur Beseitigung der

Eiweißmangelsituation in Entwicklungsländern. Von besonderer Bedeutung ist der Umstand, daß die Wertigkeit des Fischeiweißes und sein Gehalt an den essentiellen Aminosäuren durch Konservieren, Trocknen und Räuchern nicht verändert, ja sogar durch die in Ostasien üblichen mikrobiellen Verarbeitungsmethoden noch verbessert wird (20).
Fischeiweiß ist besonders gut verdaulich und verträglich und eignet sich als gereinigtes Fischeiweiß nach Untersuchungen der Hamburger Universitäts-Kinderklinik zur Aufzucht von Frühgeborenen (20).
Fischfleisch eignet sich auf Grund des niedrigen Bindegewebsgehaltes besonders für Diätküchen, allgemeine Schonkost sowie spezielle Diätformen. Fettarmer Fisch ist ein hervorragendes Mittel zur Reduktion von Übergewicht und zur diätischen Behandlung und Vorbeugung der Fettsucht (20).
Der Eiweißbedarf ist vor allem in Streßsituationen erhöht, so z.B. unter physiologischen Bedingungen in der Schwangerschaft, Geburt, Wochenbett und Stillzeit, aber auch körperlicher Schwerarbeit und systematischem Muskeltraining beim Sport. Proteinreiche Kost läßt Nierenleiden mit Blutdruckanstieg in der Schwangerschaft (Nophropathie, Toxämie, Eklampsie) und Frühgeburten seltener auftreten als dies bei Frauen mit relativem Eiweißmangel der Fall ist, nicht nur in Notzeiten. Nahrung mit viel Eiweiß, z.B. regelmäßige Fischzulagen, soll auch dem Rekonvaleszenten nach langem Krankenhauslager (Muskelschwund durch Inmobilisation) angeboten werden, besonders nach größeren Operationen und schweren Infektionskrankheiten, erst recht wenn durch gleichzeitige Hormongabe die Eiweißsynthese begünstigt wird (39).

Alte Menschen ernähren sich oft auf Grund hoher Fleischpreise und Kauschwierigkeiten eiweißarm. Der Eiweiß- und Caliumreichtum der Fischkost wie Milch und Käse trägt zur Verhütung der Osteoporose bei, der bei der Frau in den Wechseljahren einsetzt (39). Gesteigerte Eiweißzufuhr verlangen auch Krankheitszustände, die mit einem krankhaften Streß einhergehen, so die Herzschwäche mit Wassersucht (die meist niedrigen Serumproteine begünstigen die Ödembildung), Leberleiden, vor allem die noch kompensierte Cirrhose und die Fettleber, Nierenkrankheiten mit hoher Eiweißausscheidung im Urin, Magenleiden mit Gewichtsverlust, vor allem bei Geschwürbildung und nach Blutungen. Der operativ verkleinerte Magen verlangt eine sorgfältige Überprüfung der Eiweißzufuhr und -verwertung. Fischfleisch regt durch seinen geringen Gehalt an Extraktivstoffen die Säurebildung im Magen weniger an, als es Warmblüter tun. Hierin gleicht Fisch der Milch, die er übrigens in manchen Milcheiweißdiäten ersetzen kann z.B. Colitis ulcerosa oder bei Milchüberempfindlichkeit, beispielsweise bei Lactosemangel (39).
An den diätbedürftigen Kranken haben Diabetiker einen großen Anteil. Eiweiß mindert die starken Blutzuckerschwankungen und begegnet bei Abmagerungskuren des Diabetikers dem gefährlichen Stickstoffverlust bzw. macht ihn wieder wett, wenn ein Coma diabeticum überstanden ist. Auch dem Blutzuckersturz bei unterkalorischer Ernährung, die den adipösen Zuckerkranken oft empfohlen werden muß, wird durch Eiweißmahlzeiten vorgebeugt. Wachstum und Entwicklung des jugendlichen Diabetikers verlaufen nur normal, wenn er neben Insulin genügend Eiweiß erhält. Schließlich scheint die eiweißreiche Kost, vor allem in Verbindung mit der Gabe von ungesättigten Fett-

säuren (Fischfett, manche Pflanzenfette), die Ausbildung diabetischer Spätschäden, besonders an den feinen Nieren- und Netzhautgefäßen zumindest zu verzögern (39).
Was für den Zuckerkranken gilt, trifft auch für den Arteriosklerotiker zu, eine prophylaktische Dauerkost, reich an Eiweiß und arm an Fett, die zur Vorbeugung des Herzinfarktes empfohlen wird (39).

C. Bedeutung der proteolytischen Spaltung von Nahrungseiweiß

a) Für die Funktion nachfolgender Organe

Die Bedeutung der proteolytischen Spaltung von Nahrungseiweiß für die nachfolgenden Organe (Darm, Pankreas, Leber) kann an der sekretorischen Insuffizenz des Magens nach Resektion verdeutlicht werden. Durch Resektion im Antrum und Pylorusbereich des Magens wird die "Steuerungszone des Magens" (KALK, nach MAIWALD (22)) ausgeschaltet. Die sich daraus ergebende humorale Sekretionsinsuffizienz führt zu einer pH-Verschiebung zur alkalischen Seite (22). Diese sekretorische Insuffizienz des Magens und des Pankreas schlägt sich in der Störung der Nahrungsverwertung,vor allem in der gestörten Proteolyse im Magen und Dünndarm nieder (22). Durch Bauchspeicheldrüsenbefunde an verstorbenen Magenresezierten konnte die Annahme bestätigt werden (BECKER (1)), daß die Pankreasinsuffizienz nach Magenresektion durch die verminderte Bildung von Pankreasenzymen und die verzögerte Pankreozymin-Sekretin-Bildung auf Grund des operativ zerstörten humoralen Sekretionsmechanismuses zustande kommt.

b) Für die Steuerungsmechanismen der Verdauung

Die Magensekretion wird durch 3 Phasen beeinflußt: Die kephale (N.vagus) die antrale und die intestinale Phase (31).
Eine zentrale Bedeutung kommt dabei dem Gewebshormon Gastrin zu. Das von EDKINS 1906 postulierte und in der Antrumschleimhaut gebildete Gastrin von GREGORY und TRACY (11) sowie TAYLOR isoliert, ist ein Gewebshormon, daß chemisch ein Polypeptid darstellt. Gastrin wird unter physiologischen Umständen während der Magenverdauung abgeschieden (9). Die Beziehung der Proteolyse zum Gastrinmechanismus besteht über die Sekretionswirksamkeit der proteolytisch gebildeten Spaltprodukte (Peptide). Dieser sekretionswirksame Effekt, wird kleinen Eiweißbruchstücken zugeschrieben. Welche Eiweißbruchstücke während der gastral-antralen Phase der Eiweißverdauung besonders gastrinmobilisierend wirken, ist bis heute noch nicht restlos geklärt (22).
Gastrin steuert nicht nur die antrale Verdauungsphase, seine Wirkung hat verschiedene Angriffspunkte. Die Säureproduktion des Magens wird durch Gastrin der Histaminstimulierung vergleichbar gesteigert, in hohen Dosen fördert Gastrin die Sekretion von Pepsin. Die Pankreassekretion wird mäßig stimuliert, besonders wenn die Bauchspeicheldrüse bereits durch das aus der Dünndarmwand freigesetzte Sekretin angeregt ist. Es lassen sich somit eine antrale Phase sowohl der Magen- als auch der Pankreassekretion unterscheiden (9).
Gastrin verursacht eine prompte und kräftige Kontraktion der Magenmuskulatur und führt ebenso zu einer schnellen und kräftigen Kontraktion der Jejunum-

muskulatur (8).
Nach DEMLING (9) steigert Gastrin leicht die Gallensekretion sowie den Tonus der Gallenblase. DAVENPORT (8) beobachtete keine Wirkung auf Gallensekretion der Leber sowie Tonus der Gallenblase.
Gastrin ist ein Teil des Rückkopplungsmechanismuses zum Schutz des Magens vor Selbstverdauung: Sinkt der pH im Antrum unter 2,5 (bzw. unter 2 bei vagal ausgelöster Gastrineliberation) in der psychischen Phase wird die Gastrinfreisetzung inhibiert (9).
Auch Sekretin, Pankreozymin und Enterogastrone- wie alle Dünndarmhormone, Antagonisten des Gastrins hemmen die gastrinbedingte antrale Phase der Magensekretion (22).

III. FRAGESTELLUNG

1. Welchen Einfluß hat eine verschieden lange Inkubationszeit bei gleicher proteolytischer Aktivität auf das Spaltergebnis im künstlichen Chymus ?
2. Welchen Einfluß haben Lagerungsbedingungen auf die Verdaulichkeit verschiedener Fischeiweißarten durch menschlichen Magensaft?
3. Bis zu welchem Zeitpunkt kann man damit rechnen, ohne Zersetzung ein verändertes Fischeiweiß unter den üblichen Lagerungsbedingungen verfügbar zu haben?

IV. UNTERSUCHUNGSVERFAHREN, MATERIAL, METHODE

A. Untersuchungsverfahren

Aus jeder Magensaftfraktion (N 1, N 2, G 1, G 2, G 3, G 4) wurden 4 x 0,5 ml entnommen und in 4 Reagenzgläser verteilt. 2 Reagenzgläser jeder Fraktion wurden mit 0,5 ml Goldbarschsuspension, die restlichen zwei mit 0,5 ml Kabeljaususpension angesetzt.

Die Reagenzgläser wurden in einem Wasserbad bei 37 Grad Celsius verschieden lang inkubiert. Eine Reihe Goldbarsch- und Kabeljauchymus 5 Minuten (2 x 6 Gläser) und eine Reihe 20 Minuten (2 x 6 Gläser)

Nach 5 bzw. 20 Minuten wurde die Andauung mit 4 ml 96 %igem Äthylalkohol gestoppt. Die Reagenzgläser wurden 5 Minuten bei 9000 Umdrehungen pro Minute

zentrifugiert.

Der alkoholische Überstand wurde jeweils mit Biuret- und Folin-Ciocalteu-Reagenzien angesetzt.

Die photometrisch gemessenen Werte dieser Reaktion wurden in Kaseinquivalente übertragen. Die Eichkurve wurde mit Natriumcaseinat angefertigt.

B. Material

a) Magensaftproben

Der seit mindestens 12 Stunden nüchterne Patient schluckt im Sitzen eine dünne Verweilsonde. Diese Sonde hat am Ende eine Metallolive mit mehreren Öffnungen. Der Schlauch ist mit einer Skala versehen, an der abgelesen werden kann, wie tief der Schlauch sitzt. Erreicht der Sondenkopf eine Tiefe von 45 bis 55 cm - je nach Größe des Patienten - so hat er den Magen erreicht. Die Lage der Sonde kann röntgenologisch nachgeprüft werden.

Der Magensaft wird am liegenden Patienten entnommen und in 6 Behälter gesammelt. Es werden insgesamt 6 Fraktionen aspiriert.

Die erste Fraktion - das Nüchternsekret N 1 - wird 15 Minuten aspiriert und im ersten Gefäß gesammelt. Die zweite Fraktion - das Leersekret N 2 - die nichtstimulierte Spontansekretion wird ebenfalls 15 Minuten lang aufgefangen. Nachdem 30 Minuten nichtstimuliertes Sekret gesammelt wurde (15 Minuten Nüchternsekret + 15 Minuten Leersekret) wird mit

Pentagastrin stimuliert. Es werden 6 µg/kg Körpergewicht subkutan injiziert.

Der Magensaft wird nun kontinuierlich weitere 60 Minuten aspiriert und in 4 x 15 Minuten-Portionen augefangen (G 1 - G 4).

Es wurden die Basalsekretion BAO und die Gipfelsekretion PAO gemessen.

b) Eiweißzusatz

Es wurde Muskeleiweiß vom Fisch untersucht und zwar Goldbarsch- und Kabeljaufilet. Der Fisch wurde frisch geholt, in Portionen geteilt und im Kühlfach des Kühlschranks gelagert. Die erste Untersuchung wurde am frisch gekauften Fisch, die folgenden am gekühlten Fisch vorgenommen.

Es wurde eine 1 %ige Fischsuspension hergestellt. 1 g Muskelfleisch vom Fisch wurde in 100 ml Natriumchloridlösung auf Schaltstufe 2 des Mixers 5 Minuten lang zerkleinert. 2 x 0,5 ml der Goldbarsch- bzw. Kabeljaususpension wurde daraufhin untersucht.

C. Methoden

a) Biuret-Verfahren

Die Biuret-Reaktion nach WEICHSELBAUM wurde wie folgt durchgeführt: 1,5 ml alkoholischer Überstand
5 ml Biuret-Reagenz (20 Teile Stamm-, 80 Teile Verdünnungslösung)
wurden gemischt und nach 30 Minuten bei 546 mµ am

Photometer die Extinktion gemessen.
Leerwert: 1,5 ml 96 %iger Äthylalkohol
5 ml Biuret-Reagenz

b) FOLIN-CIOCALTEU-Verfahren

Bei der Folin-Ciocalteu-Reaktion wurde folgendermaßen verfahren: 0,3 ml alkoholischer Überstand
0,3 ml Aqua Dest.
3,0 ml Folin III (50 ml Folin I und 1 ml Folin II)
wurden gemischt und nach 10 Minuten 0,3 ml Folin C-Reagenz (1 ml Folin-Ciocalteu und 2 ml Aqua Dest.) zugegeben. Nach weiteren 30 Minuten wurde bei 492 mμ am Photometer die Extinktion gemessen.
Leewert: 0,6 ml Aqua Dest.
3 ml Folin III
0,3 ml Folin C-Reagenz

Die für die Biuret- und Folin-Reaktion am Photometer gemessenen Extinktionswerte wurden anschließend auf eine Eichkurve Biuret/Folin für Kasein übertragen und die entsprechenden Eiweißäquivalente in mg/ml in die Tabellen eingetragen.

Materialien

Biuret-Stammlösung:
45 g Na-Tartrat in 400 ml 0,2 n NaOH lösen, 15 g Kupfersulfat dazugeben und auf 1000 ml mit 0,2 n NaOH auffüllen.
Biuret-Verdünnungslösung (Alkali-Jodid-Lösung):

8 g Na-Hydroxyd reinst in 800 ml Aqua Dest. lösen und 5 g Kaliumjodid hinzugeben, sodann wird mit Aqua Dest. auf 1000 ml verdünnt.

Folin I:
20 g Na-Carbonat (12,85 g Na-Carbonat-10 hydrat krist.) in 1000 ml 0,1 n NaOH.

Folin II:
10 g Na-Tartrat in 1000 ml Aqua Dest. lösen und 5 g Kupfersulfat hinzugeben.
Da das Folin II schon nach kurzem Stehen auskristallisiert, sollte es erst unmittelbar vor Gebrauch angesetzt werden.

Folin-Ciocalteu
stand als fertiges Reagenz zur Verfügung.

Folin III:
Zu je 50 ml Folin I 1 ml Folin II geben.

Tabelle 1: Goldbarsch, Inkubationszeit 5 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf BIURET - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO
St.P.	6,8	4,2	6,5	9,5	5,0	5,0	0,00	6,66 (m)
H.F.	4,2	4,5	10,4	9,8	9,5	9,2	0,36	9,12 (m)
F.L.	2,5	1,0	6,0	1,6	0,0	0,2	1,84	16,18 (m)
L.K.	9,8	7,7	8,9	9,5	6,2	7,0	1,14	13,22 (m)
A.M.	3,5	10,1	5,0	11,0	5,0	5,0	0,38	28,3 (m)
Sch.R.	3,3	1,0	0,7	1,6	5,0	0,0	0,00	0,00 (m)
K.H.	4,5	5,4	8,0	9,5	5,0	7,0	0,00	35,8 (m)
L.H.	12,5	11,6	0,0	7,4	7,4	6,5	2,85	43,04 (m)
Sp.H.	4,2	8,9	7,4	12,5	13,0	11,0	0,00	1,59 (m)
G.F.	3,0	8,3	0,0	8,0	14,2	9,5	0,00	1,8 (w)
M.H.	0,0	13,0	0,0	35,5	15,4	11,3	1,53	24,88 (m)
St.F.	10,1	11,6	12,2	11,6	11,0	8,0	9,86	37,5 (m)
S.U.	9,8	11,3	8,3	7,4	4,2	5,0	0,00	19,36 (w)
S.H.	6,5	8,0	12,1	3,5	3,9	5,9	3,48	54,38 (m)
St.G.	5,0	5,4	7,7	7,7	9,2	8,4	0,00	20,16 (m)
R.J.	1,7	0,0	6,2	4,0	5,4	4,5	0,00	0,00 (m)
L.E.	12,8	10,3	0,0	9,8	9,2	8,0	0,84	15,68 (m)
B.E.	9,8	10,7	10,1	8,0	9,5	8,6	0,00	8,58 (m)
M.R.	10,3	3,9	9,2	7,7	17,4	13,3	5,96	38,8 (m)
K.H.	8,9	23,2	0,0	0,0	15,7	12,5	0,00	0,00 (m)
G.W.	4,2	5,1	10,4	9,8	9,8	0,0	0,00	14,3 (m)
Sch.R.	12,2	9,8	5,6	5,3	11,0	7,4	11,38	39,46 (m)
Z.R.	16,2	10,4	6,5	3,6	4,2	8,9	6,74	51,36 (m)
R.R.	16,5	10,1	5,6	2,0	3,3	7,4	6,26	41,38 (m)
F.M.	8,0	5,3	3,5	4,7	4,2	7,1	0,00	13,98 (w)
W.H.	7,7	6,2	4,7	4,2	4,5	8,9	0,90	26,92 (m)
H.E.	0,0	5,4	11,0	5,0	8,0	8,9	0,00	14,60 (m)
W.M.	5,4	5,4	14,0	12,2	7,1	12,5	0,84	25,42 (w)
B.E.	0,0	0,0	15,0	11,0	8,3	10,1	0,00	21,49 (m)
D.M.	11,6	12,8	10,7	5,9	10,7	2,8	0,00	2,44 (m)
Σ EW	211,0	230,6	205,7	239,3	242,3	219,9		
$\bar{x}$ EW	7,81	8,23	8,22	8,25	8,35	7,85		

Tabelle 2: Goldbarsch, Inkubationszeit 20 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf BIURET - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO
St.P.	0,7	6,3	5,3	4,5	4,2	6,2	0,00	6,66 (m)
H.F.	1,7	2,0	7,4	2,8	6,0	8,3	0,36	9,12 (m)
F.L.	3,0	14,2	11,9	8,9	2,5	5,9	1,84	16,18 (m)
L.K.	11,0	9,2	7,0	14,2	10,4	7,4	1,14	13,22 (m)
A.M.	9,2	8,9	8,6	11,0	4,5	4,8	0,38	28,30 (m)
Sch.R.	6,5	4,2	5,1	5,1	4,8	0,0	0,00	0,00 (m)
K.H.	4,5	2,8	9,2	8,3	6,8	8,3	0,00	35,80 (m)
L.H.	8,6	12,8	0,0	10,4	9,8	11,0	2,85	43,04 (m)
Sp.H.	4,2	8,0	8,0	12,5	13,0	11,9	0,00	1,59 (m)
G.F.	1,7	4,2	0,0	6,2	11,6	7,7	0,00	1,80 (w)
M.H.	0,0	8,9	(25,0)	11,6	(24,7)	15,1	1,53	24,88 (m)
St.F.	9,2	13,4	7,1	5,1	7,1	2,2	9,86	37,50 (m)
S.U.	9,2	9,8	(46,0)	3,3	4,2	6,2	0,00	19,36 (w)
S.H.	3,9	10,4	11,9	5,0	3,6	6,0	3,48	54,38 (m)
St.G.	4,5	6,0	7,7	6,2	6,2	6,0	0,00	20,16 (m)
R.J.	4,5	0,0	5,1	8,9	9,2	0,3	0,00	0,00 (m)
L.E.	14,0	10,1	0,0	10,1	8,9	8,3	0,84	15,68 (m)
B.E.	11,9	10,1	9,5	8,0	14,0	8,0	0,00	8,58 (m)
M.R.	5,3	3,8	2,2	2,5	2,8	1,7	5,96	38,80 (m)
K.H.	8,3	18,6	0,0	0,0	14,3	9,5	0,00	0,00 (m)
G.W.	3,6	5,1	9,8	6,8	5,1	0,0	0,00	14,30 (m)
Sch.R.	11,9	9,8	4,5	6,8	10,1	5,1	11,38	39,46 (m)
Z.R.	14,5	9,5	6,0	5,1	4,5	4,8	6,74	51,36 (m)
R.R.	16,5	14,3	5,3	2,5	3,3	6,5	6,26	41,38 (m)
F.M.	7,7	8,3	5,3	5,6	3,6	7,0	0,00	13,98 (w)
W.H.	8,3	7,4	5,3	5,3	4,5	11,3	0,90	26,92 (m)
H.E.	0,0	5,9	6,8	3,3	6,8	10,1	0,00	14,60 (m)
W.M.	11,3	11,3	39,0	13,9	6,2	6,2	0,84	25,42 (w)
B.E.	0,0	0,0	14,0	8,0	5,9	5,9	0,00	21,49 (m)
D.M.	13,0	10,7	12,2	9,2	9,8	13,0	0,00	2,44 (m)
Σ EW	208,7	246,0	200,2	211,1	203,7	204,7		
$\bar{x}$ EW	7,73	8,78	8,34	7,27	7,02	7,31		

Tabelle 3: Kabeljau, Inkubationszeit 5 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf BIURET - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO
St.P.	4,5	6,2	4,5	4,5	5,0	4,8	0,00	6,66 (m)
H.F.	3,9	3,9	7,3	6,8	7,0	8,9	0,36	9,12 (m)
F.L.	3,5	5,7	2,5	1,0	1,0	6,2	1,84	16,18 (m)
L.K.	7,0	12,5	12,2	13,3	7,3	11,3	1,14	13,22 (m)
A.M.	3,0	4,2	4,5	8,6	6,8	6,2	0,38	28,30 (m)
Sch.R.	3,6	3,0	2,2	4,5	7,0	0,0	0,00	0,00 (m)
K.H.	3,6	3,3	9,8	6,8	5,3	5,6	0,00	35,80 (m)
L.H.	11,2	9,8	0,0	13,7	12,6	13,1	2,85	43,04 (m)
Sp.H.	3,0	6,5	7,0	11,3	11,3	9,5	0,00	1,59 (m)
G.F.	2,5	9,8	0,0	3,2	10,1	9,2	0,00	1,80 (w)
M.H.	0,0	9,2	(42,0)	9,8	10,4	9,8	1,53	24,88 (m)
St.F.	4,8	8,6	5,1	11,9	7,0	8,6	9,86	37,50 (m)
S.U.	7,4	9,8	6,8	4,5	2,2	6,0	0,00	19,36 (w)
S.H.	5,4	7,4	11,9	4,5	5,4	3,9	3,48	54,38 (m)
St.G.	3,6	6,2	9,3	8,3	6,8	7,7	0,00	20,16 (m)
R.J.	2,2	0,0	7,4	2,5	4,5	7,7	0,00	0,00 (m)
L.E.	4,8	9,2	0,0	5,4	4,8	8,3	0,84	15,68 (m)
B.E.	8,0	10,1	8,0	8,0	8,0	7,4	0,00	8,58 (m)
M.R.	16,3	3,6	8,3	15,1	14,3	9,8	5,96	38,80 (m)
K.H.	9,2	29,2	0,0	0,0	11,3	8,9	0,00	0,00 (m)
G.W.	2,2	7,4	15,5	4,5	7,4	0,0	0,00	14,30 (m)
Sch.R.	11,3	9,5	3,9	5,4	10,4	5,6	11,38	39,46 (m)
Z.R.	15,1	12,5	5,1	4,8	4,8	3,8	6,74	51,36 (m)
R.R.	13,9	14,5	4,2	4,2	4,5	6,2	6,26	41,38 (m)
F.M.	5,9	2,2	4,2	3,9	3,5	5,6	0,00	13,98 (w)
W.H.	8,0	6,2	4,5	7,4	6,5	10,7	0,90	26,92 (m)
H.E.	0,0	3,3	9,8	5,9	7,4	11,3	0,00	14,60 (m)
W.M.	9,5	6,5	15,4	10,1	4,2	8,6	0,84	25,42 (w)
B.E.	0,0	0,0	17,1	8,9	6,2	4,5	0,00	21,49 (m)
D.M.	11,3	11,3	12,8	13,0	5,4	9,2	0,00	2,44 (m)
Σ EW	184,7	202,4	199,3	211,9	208,4	218,4		
$\bar{x}$ EW	6,84	7,50	7,38	7,30	6,95	7,80		

Tabelle 4: Kabeljau, Inkubationszeit 20 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf BIURET - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO
St.P.	3,6	4,5	3,6	5,9	4,2	5,0	0,00	6,66 (m)
H.F.	2,5	1,6	5,9	3,5	3,9	1,1	0,36	9,12 (m)
F.L.	5,4	9,5	13,4	11,3	3,5	7,4	1,84	16,18 (m)
L.K.	6,8	10,1	15,1	12,5	8,0	10,7	1,14	13,22 (m)
A.M.	2,2	3,0	8,3	5,0	4,5	3,6	0,38	28,30 (m)
Sch.R.	5,4	3,6	3,6	5,6	9,5	0,0	0,00	0,00 (m)
K.H.	8,3	5,4	11,3	8,9	4,5	5,4	0,00	35,80 (m)
L.H.	10,6	13,6	0,0	11,2	12,9	12,3	2,85	43,04 (m)
Sp.H.	4,2	7,1	5,6	10,1	11,0	9,2	0,00	1,59 (m)
G.F.	2,5	5,4	0,0	7,7	10,1	8,0	0,00	1,80 (w)
M.H.	0,0	9,5	(21,8)	8,6	6,2	(23,8)	1,53	24,88 (m)
St.F.	11,3	11,6	8,0	9,2	6,2	8,0	9,86	37,50 (m)
S.U.	9,8	11,0	7,1	5,7	4,8	6,2	0,00	19,36 (w)
S.H.	7,7	10,7	14,5	5,4	11,3	6,5	3,38	54,38 (m)
St.G.	3,1	10,7	9,5	7,7	4,5	10,7	0,00	20,16 (m)
R.J.	6,0	0,0	1,0	5,6	4,5	11,9	0,00	0,00 (m)
L.E.	8,3	10,4	0,0	6,8	7,1	6,8	0,84	15,68 (m)
B.E.	11,6	10,4	7,4	5,6	9,5	6,2	0,00	8,56 (m)
M.R.	3,3	2,3	2,6	4,8	3,6	5,0	5,96	38,80 (m)
K.H.	10,1	(30,9)	0,0	0,0	10,1	10,1	0,00	0,00 (m)
G.W.	8,3	5,7	2,8	8,0	6,5	0,0	0,00	14,30 (m)
Sch.R.	10,4	10,4	3,6	5,0	8,9	4,7	11,38	39,46 (m)
Z.R.	16,0	10,8	4,5	3,6	3,1	3,9	6,74	51,36 (m)
R.R.	15,7	13,7	3,9	2,5	3,1	7,7	6,26	41,38 (m)
F.M.	5,0	2,3	1,9	3,5	3,1	3,9	0,00	13,98 (w)
W.H.	6,8	6,5	4,5	6,0	3,5	9,8	0,90	26,92 (m)
H.E.	0,0	4,8	9,5	6,8	9,5	10,4	0,00	14,60 (m)
W.M.	11,0	8,9	15,4	7,7	5,0	4,8	0,84	25,42 (w)
B.E.	o,o	0,0	18,0	11,0	7,1	5,4	0,00	21,49 (m)
D.M.	11,3	10,1	13,0	6,8	5,4	9,2	0,00	2,44 (m)
Σ EW	2o7,2	212,7	194,5	202,0	195,1	217,7		
$\bar{x}$ EW	7,67	7,87	7,77	6,96	6,50	7,77		

Tabelle 5: Goldbarsch, Inkubationszeit 5 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf FOLIN - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO
St.P.	0,9	1,6	2,2	3,2	0,9	1,7	0,00	6,66 (m)
H.F.	0,9	1,0	2,0	3,0	2,3	1,9	0,36	9,12 (m)
F.L.	2,3	0,9	4,5	3,3	0,5	1,7	1,84	16,18 (m)
L.K.	1,7	2,0	4,0	3,7	0,5	2,0	1,14	13,22 (m)
A.M.	1,3	2,4	2,4	2,5	2,2	2,5	0,38	28,30 (m)
Sch.R.	6,0	1,7	1,8	1,6	1,3	0,0	0,00	0,00 (m)
K.H.	1,1	1,1	2,0	2,3	1,3	2,2	0,00	35,80 (m)
L.H.	0,5	0,6	0,0	0,6	0,1	0,1	2,85	43,04 (m)
Sp.H.	4,3	6,0	7,7	9,4	10,6	9,8	0,00	1,59 (m)
G.F.	1,0	1,4	0,0	5,9	14,4	14,6	0,00	1,80 (w)
M.H.	0,0	11,7	(20,4)	11,0	10,7	11,0	1,53	24,88 (m)
St.F.	8,4	7,3	13,1	8,1	8,6	7,0	9,86	37,50 (m)
S.U.	12,2	11,8	11,5	9,2	11,0	8,9	0,00	19,36 (w)
S.H.	6,2	11,7	11,7	8,0	8,7	8,5	3,48	54,38 (m)
St.G.	4,2	4,2	7,7	8,9	7,4	9,6	0,00	20,16 (m)
R.J.	2,9	0,0	10,0	6,2	6,8	5,9	0,00	0,00 (m)
L.E.	15,1	11,0	0,0	10,0	8,5	10,9	0,84	15,68 (m)
B.E.	11,7	10,1	11,7	9,6	11,4	11,2	0,00	8,58 (m)
M.R.	5,6	6,5	9,3	6,4	6,7	5,6	5,96	38,80 (m)
K.H.	7,0	11,4	0,0	6,0	7,6	11,0	0,00	0,00 (m)
G.W.	5,0	13,6	11,0	9,4	10,0	0,0	0,00	14,30 (m)
Sch.R.	9,2	9,5	7,6	6,9	8,3	9,6	11,38	39,46 (m)
Z.R.	8,6	9,0	6,3	9,4	8,7	7,3	6,74	51,36 (m)
R.R.	7,3	4,2	4,2	1,7	1,4	3,1	6,26	41,38 (m)
F.M.	2,8	4,5	10,0	9,5	8,1	8,5	0,00	13,98 (w)
W.H.	0,2	5,3	8,1	5,3	6,4	7,2	0,90	26,92 (m)
H.E.	0,0	5,7	9,3	6,8	9,6	9,3	0,00	14,60 (m)
W.M.	3,4	7,7	10,7	6,1	4,7	9,2	0,84	25,42 (w)
B.E.	0,0	0,0	6,4	7,2	8,1	10,2	0,00	21,49 (m)
D.M.	8,1	12,3	14,0	13,2	10,4	10,1	0,00	2,44 (m)
Σ EW	147,9	176,2	189,2	194,4	197,2	200,6		
$\bar{x}$ EW	5,47	6,29	7,57	6,48	6,57	7,16		

Tabelle 6: Goldbarsch, Inkubationszeit 20 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf FOLIN - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO	
St.P.	1,0	2,6	1,9	3,5	3,6	2,3	0,00	6,66	(m)
H.F.	1,3	1,7	1,9	3,5	3,7	2,0	0,36	9,12	(m)
F.L.	1,7	2,7	2,6	2,5	1,3	2,1	1,84	16,18	(m)
L.K.	2,3	2,5	0,9	1,9	3,8	2,1	1,14	13,22	(m)
A.M.	2,8	1,6	2,3	1,5	1,0	1,9	0,38	28,30	(m)
Sch.R.	4,4	2,6	1,2	1,3	2,8	0,0	0,00	0,00	(m)
K.H.	1,4	0,8	2,9	1,4	1,3	1,2	0,00	35,80	(m)
L.H.	0,2	0,5	0,0	0,4	0,3	0,3	2,85	43,04	(m)
Sp.H.	3,9	6,4	18,9	9,4	11,8	8,8	0,00	1,59	(m)
G.F.	1,4	0,2	0,0	8,2	15,3	11,9	0,00	1,80	(w)
M.H.	0,0	10,2	12,7	12,0	10,0	9,8	1,53	24,88	(m)
St.F.	10,0	10,5	11,0	5,0	9,6	8,8	9,86	37,50	(m)
S.U.	13,0	10,7	11,5	1,8	10,0	10,0	0,00	19,36	(w)
S.H.	11,7	10,8	13,6	9,3	8,4	7,6	3,48	54,38	(m)
St.G.	5,3	8,4	8,8	8,0	6,8	7,4	0,00	20,16	(m)
R.J.	5,7	0,0	7,0	10,1	10,3	5,7	0,00	0,00	(m)
L.E.	7,0	10,4	0,0	10,0	10,3	11,2	0,84	15,68	(m)
B.E.	9,1	9,3	8,5	8,7	9,3	8,8	0,00	8,58	(m)
M.R.	7,3	8,1	6,8	6,7	7,2	6,7	5,96	38,80	(m)
K.H.	11,8	10,5	0,0	0,0	11,0	9,2	0,00	0,00	(m)
G.W.	5,2	5,0	11,0	8,8	6,9	0,0	0,00	14,30	(m)
Sch.R.	6,9	7,9	6,8	6,7	7,3	5,4	11,38	39,46	(m)
Z.R.	8,9	8,0	5,7	6,0	6,0	10,2	6,74	51,36	(m)
R.R.	2,8	2,0	1,7	2,0	1,6	2,2	6,26	41,38	(m)
F.M.	2,0	6,2	7,0	9,2	7,6	7,6	0,00	13,98	(w)
W.H.	0,5	6,5	8,2	6,1	6,5	7,4	0,90	26,92	(m)
H.E.	0,0	3,6	12,6	9,0	11,4	10,0	0,00	14,60	(m)
W.M.	8,2	12,4	17,1	9,6	6,5	8,3	0,84	25,42	(w)
B.E.	0,0	0,0	6,0	6,8	5,9	6,9	0,00	21,49	(m)
D.M.	1,0	2,6	1,9	3,5	3,6	2,3	0,00	2,44	(m)
Σ EW	136,8	164,7	190,5	172,9	201,1	178,1			
$\bar{x}$ EW	5,06	5,88	7,32	5,96	6,70	6,36			

Tabelle 7: Kabeljau, Inkubationszeit 5 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf FOLIN - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO	
St.P.	0,5	3,4	1,6	1,6	1,9	3,7	0,00	6,66	(m)
H.F.	1,7	1,6	3,5	0,6	3,4	3,0	0,36	9,12	(m)
F.L.	0,2	1,2	0,8	2,2	3,7	1,9	1,84	16,18	(m)
L.K.	1,9	6,5	6,2	2,8	4,6	1,9	1,14	13,22	(m)
A.M.	1,2	12,0	2,0	2,9	1,6	2,4	0,38	28,30	(m)
Sch.R.	2,9	2,8	1,1	1,7	2,2	0,0	0,00	0,00	(m)
K.H.	1,4	1,1	2,1	1,3	1,4	1,3	0,00	35,80	(m)
L.H.	5,9	8,9	0,0	9,9	6,4	5,9	2,85	43,04	(m)
Sp.H.	3,8	4,3	7,0	9,6	11,0	10,3	0,00	1,59	(m)
G.F.	3,6	4,7	0,0	7,5	11,1	10,0	0,00	1,80	(w)
M.H.	0,0	7,7	4,6	9,8	8,5	8,8	1,35	24,88	(m)
St.F.	3,9	7,9	19,1	13,6	6,9	5,3	9,86	37,50	(m)
S.U.	10,1	11,1	10,7	8,9	6,3	15,9	0,00	19,36	(w)
S.H.	6,1	11,5	11,9	8,7	4,7	7,8	3,48	54,38	(m)
St.G.	4,7	2,5	8,1	8,4	6,5	8,0	0,00	20,16	(m)
R.J.	3,3	0,0	11,0	5,1	8,3	10,9	0,00	0,00	(m)
L.E.	12,0	10,6	0,0	8,9	8,2	8,1	0,84	15,68	(m)
B.E.	8,2	8,3	9,0	7,8	6,5	7,3	0,00	8,58	(m)
M.R.	11,7	6,7	4,7	8,9	8,3	4,1	5,96	38,80	(m)
K.H.	7,9	13,0	0,0	0,0	10,4	9,5	0,00	0,00	(m)
G.W.	5,0	5,0	8,8	9,1	10,0	0,0	0,00	14,30	(m)
Sch.R.	10,0	7,4	4,3	6,1	7,7	6,0	11,38	39,46	(m)
Z.R.	8,9	7,1	4,9	5,4	4,6	4,1	6,74	51,36	(m)
R.R.	3,7	3,9	4,3	2,5	1,9	11,8	6,26	41,38	(m)
F.M.	2,5	4,9	7,5	7,3	6,9	7,5	0,00	13,98	(w)
W.H.	0,2	5,4	7,2	6,7	6,9	6,7	0,90	26,92	(m)
H.E.	0,0	6,4	10,7	9,6	9,3	8,6	0,00	14,60	(m)
W.M.	10,4	18,3	11,5	11,5	6,4	8,8	0,84	25,42	(w)
B.E.	0,0	0,0	9,0	7,3	6,7	5,1	0,00	21,49	(m)
D.M.	7,4	12,1	13,7	13,5	8,0	8,7	0,00	24,40	(m)
Σ EW	139,1	196,3	185,3	199,2	190,3	193,4			
$\bar{x}$ EW	5,15	7,01	7,12	6,86	6,34	6,91			

Tabelle 8: Kabeljau, Inkubationszeit 20 Minuten

Kaseinäquivalente bezogen auf FOLIN - Gruppen

Name	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4	BAO	PAO	
St.P.	1,5	2,5	2,0	0,5	0,6	0,4	0,00	6,66	(m)
H.F.	1,8	2,5	2,0	0,2	0,4	0,9	0,36	9,12	(m)
F.L.	1,8	2,5	3,2	2,5	1,0	3,9	1,84	16,18	(m)
L.K.	2,5	1,9	4,0	2,0	1,9	2,9	1,14	13,22	(m)
A.M.	3,1	1,3	3,3	2,5	2,9	1,8	0,38	28,30	(m)
Sch.R.	6,9	3,6	3,2	2,2	2,6	0,0	0,00	0,00	(m)
K.H.	1,7	1,2	2,4	1,3	2,0	1,9	0,00	35,80	(m)
L.H.	8,4	10,1	0,0	9,5	7,6	10,0	2,85	43,04	(m)
Sp.H.	3,0	6,8	7,6	10,1	11,5	8,5	0,00	1,59	(m)
G.F.	1,7	3,5	0,0	6,3	10,4	8,3	0,00	1,80	(w)
M.H.	0,0	11,0	16,0	8,8	8,3	10,0	1,53	24,88	(m)
St.F.	12,7	12,0	15,3	10,0	8,7	15,2	9,86	37,50	(m)
S.U.	10,0	11,4	10,6	8,0	5,4	7,2	0,00	19,36	(w)
S.H.	5,0	5,2	7,2	4,5	5,2	3,8	3,48	54,38	(m)
St.G.	4,3	4,7	8,8	8,8	4,8	7,8	0,00	20,16	(m)
R.J.	2,5	0,0	8,0	6,5	11,9	8,5	0,00	0,00	(m)
L.E.	7,6	10,0	0,0	8,7	6,5	7,2	0,84	15,68	(m)
B.E.	8,9	9,0	7,3	7,2	9,0	8,3	0,00	8,58	(m)
M.R.	7,0	6,1	5,8	8,7	6,8	9,3	5,96	38,80	(m)
K.H.	7,3	10,7	0,0	0,0	10,1	10,2	0,00	0,00	(m)
G.W.	11,0	2,7	4,5	9,3	8,2	0,0	0,00	14,30	(m)
Sch.R.	5,4	7,0	3,6	6,1	7,7	5,8	11,38	39,46	(m)
Z.R.	8,1	6,3	5,6	4,9	2,5	5,4	6,74	51,36	(m)
R.R.	4,5	3,8	7,5	2,0	1,5	1,7	6,26	41,38	(m)
F.M.	2,0	5,0	6,8	9,2	5,1	9,0	0,00	13,98	(w)
W.H.	1,5	3,9	7,0	7,3	5,4	7,8	0,90	26,92	(m)
H.E.	0,0	4,4	11,0	5,4	8,9	10,4	0,00	14,60	(m)
W.M.	8,6	8,8	11,8	6,9	5,6	5,6	0,84	25,42	(w)
B.E.	0,0	0,0	10,3	8,8	8,9	6,2	0,00	21,49	(m)
D.M.	8,2	11,2	14,0	11,2	7,4	8,9	0,00	2,44	(m)
Σ EW	147,6	169,1	188,8	179,4	178,8	186,9			
$\bar{x}$ EW	5,46	6,03	7,26	6,18	5,96	6,67			

S Ä U R E V E R H A L T E N

Gruppe I: PAO über 22 (16) mval HCl/60 min
(PAO = peak acid output)

	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4
GO 5'Bi	9,60	8,98	8,29	7,12	7,65	8,24
GO 5'Fo	5,32	6,83	7,90	5,61	6,06	6,32
GO20'Bi	9,37	9,47	8,51	6,91	5,61	6,86
GO20'Fo	6,14	6,92	8,35	5,78	5,82	6,14
KA 5'Bi	9,12	8,08	7,23	8,21	7,28	7,53
KA 5'Fo	6,12	8,38	7,07	7,38	5,47	6,84
KA20'Bi	8,59	8,96	7,60	6,43	5,96	6,49
KA20'Fo	6,38	6,77	8,00	6,20	5,35	6,58

Gruppe II: PAO unter 22 (16) mval HCl/60 min

	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4
GO 5'Bi	6,90	5,74	8,92	7,38	7,84	7,10
GO 5'Fo	5,18	5,98	7,56	7,35	6,59	7,46
GO20'Bi	7,30	7,56	7,81	7,89	6,17	7,23
GO20'Fo	4,53	5,54	6,98	7,02	6,71	6,76
KA 5'Bi	4,42	6,64	10,08	6,40	5,55	7,84
KA 5'Fo	4,38	5,30	7,30	6,95	6,99	5,87
KA20'Bi	6,15	7,64	10,03	8,45	6,16	7,90
KA20'Fo	4,87	5,17	6,94	6,84	5,66	6,77

Gruppe III: PAO extrem niedrig

	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4
GO 5'Bi	6,60	8,23	9,02	8,95	10,32	7,68
GO 5'Fo	4,48	5,40	7,52	7,38	8,33	8,22
GO20'Bi	5,53	6,88	8,48	7,20	9,77	9,18
GO20'Fo	4,33	5,15	8,86	7,27	8,82	7,05
KA 5'Bi	5,53	7,97	7,92	7,82	7,80	8,17
KA 5'Fo	4,20	5,73	6,96	6,70	6,98	7,17
KA20'Bi	5,95	6,52	7,16	6,60	7,35	6,45
KA20'Fo	4,18	5,91	5,68	6,92	6,55	5,88

Gruppe IV: PAO = 0

	N_1	N_2	G_1	G_2	G_3	G_4
GO 5'Bi	4,61	12,10	3,45	2,80	8,70	8,50
GO 5'Fo	5,30	7,40	5,90	4,60	5,23	8,45
GO20'Bi	6,43	14,40	5,10	7,00	9,43	4,90
GO20'Fo	7,30	6,55	4,10	5,70	8,03	7,45
KA 5'Bi	5,00	13,00	4,80	5,30	7,60	8,30
KA 5'Fo	5,70	7,90	6,05	3,40	6,96	10,20
KA20'Bi	6,80	10,30	6,80	5,63	9,70	12,50
KA20'Fo	5,56	7,15	5,60	4,35	8,20	9,35

ABB.1 DURCHSCHNITTSWERTE GOLDBARSCH KABELJAU
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF BIURET-GRUPPEN

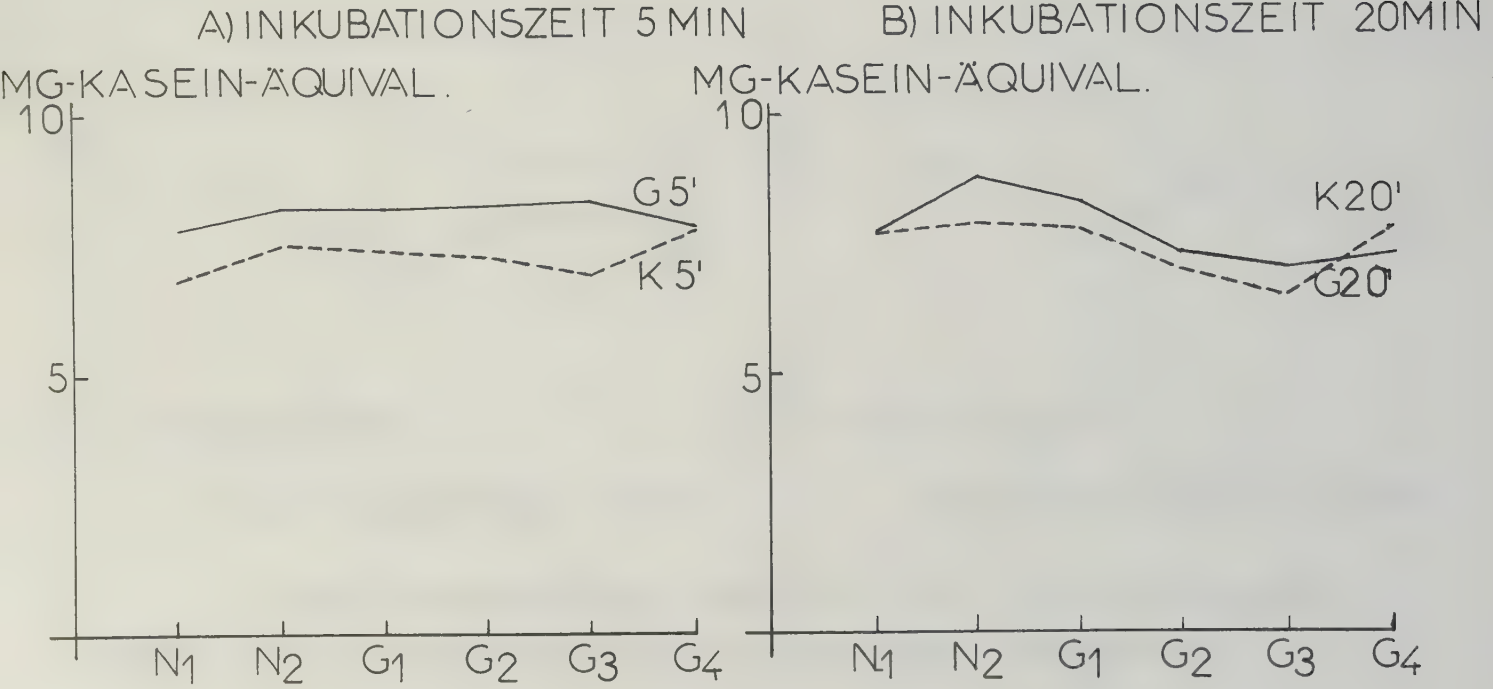


ABB. 2 DURCHSCHNITTSWERTE GOLDBARSCH KABELJAU
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF FOLIN-GRUPPEN

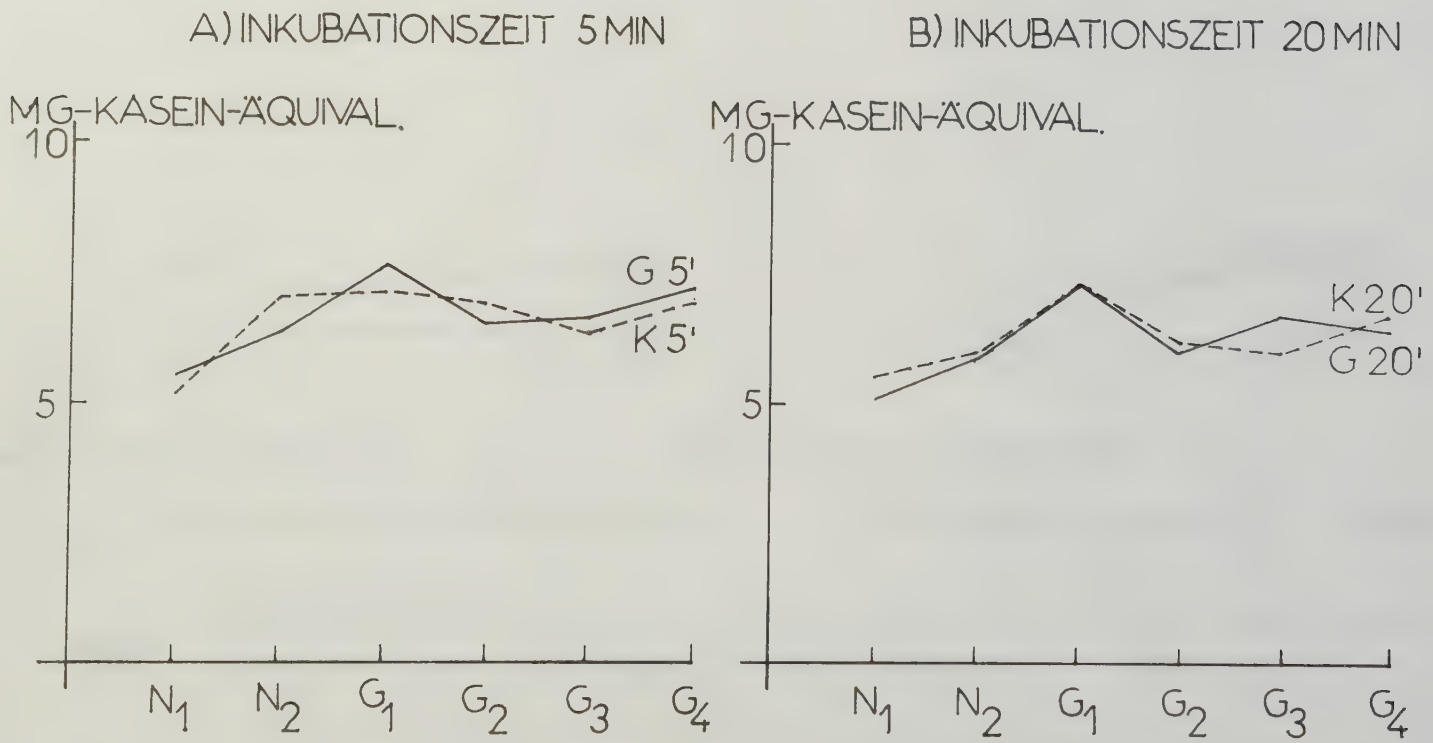
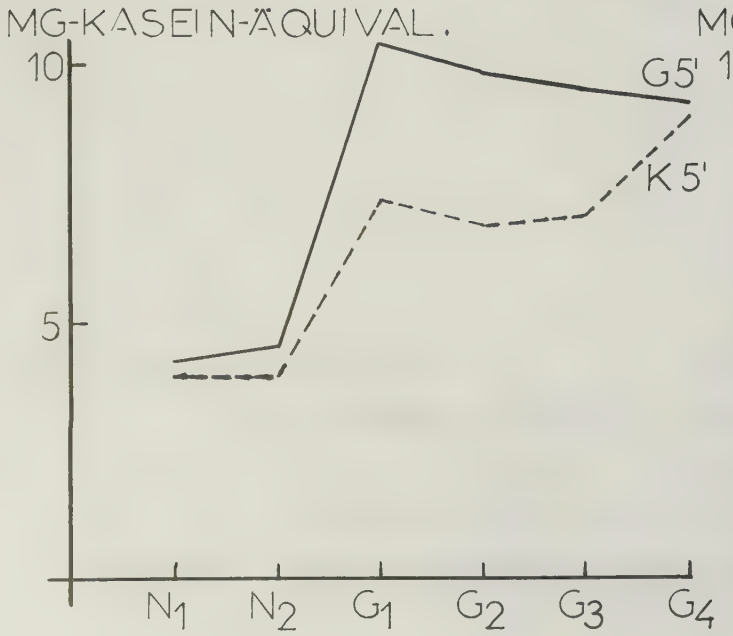


ABB. 3 GOLDBARSCH KABELJAU 1.TAG
KASEIN-ÄQIVALENTE BEZOGEN AUF BIURET-GRUPPEN

A) INKUBATIONSZEIT 5' MIN



B) INKUBATIONSZEIT 20' MIN

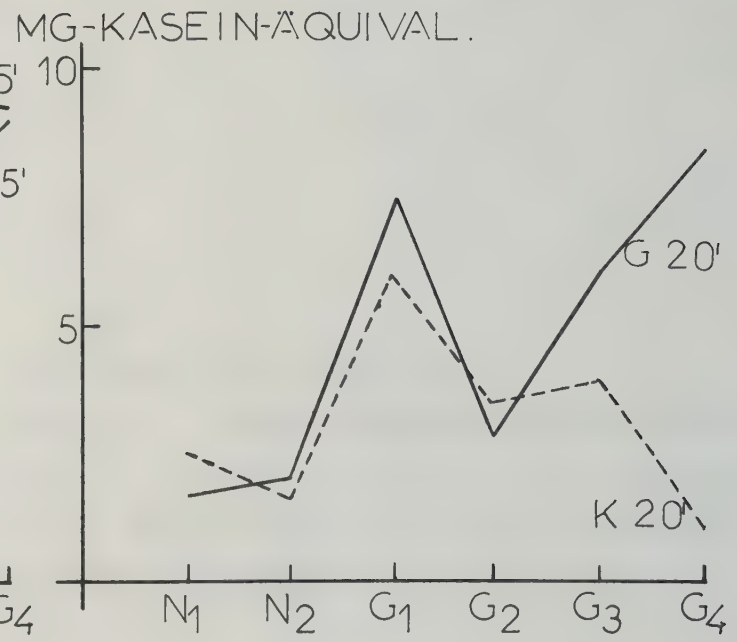


ABB.4 GOLDBARSCH KABELJAU 1.TAG
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF FOLIN-GRUPPEN

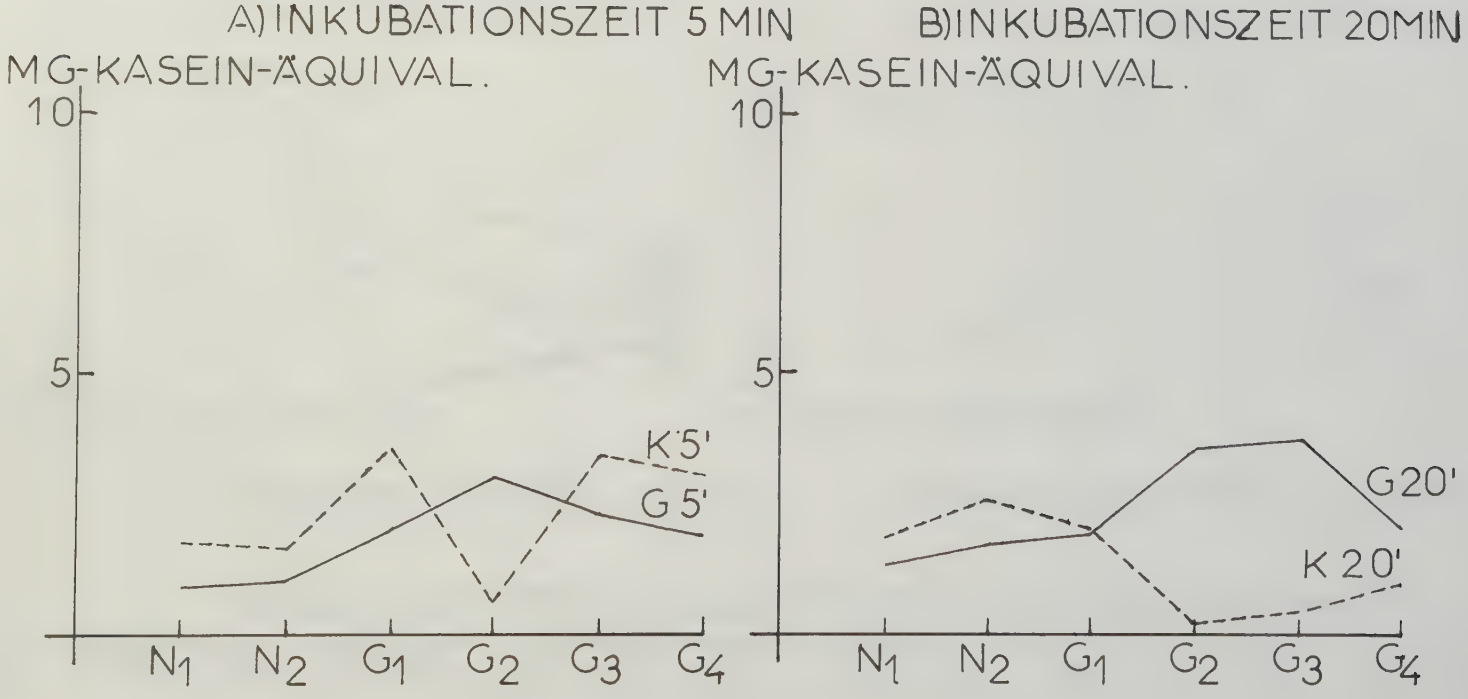
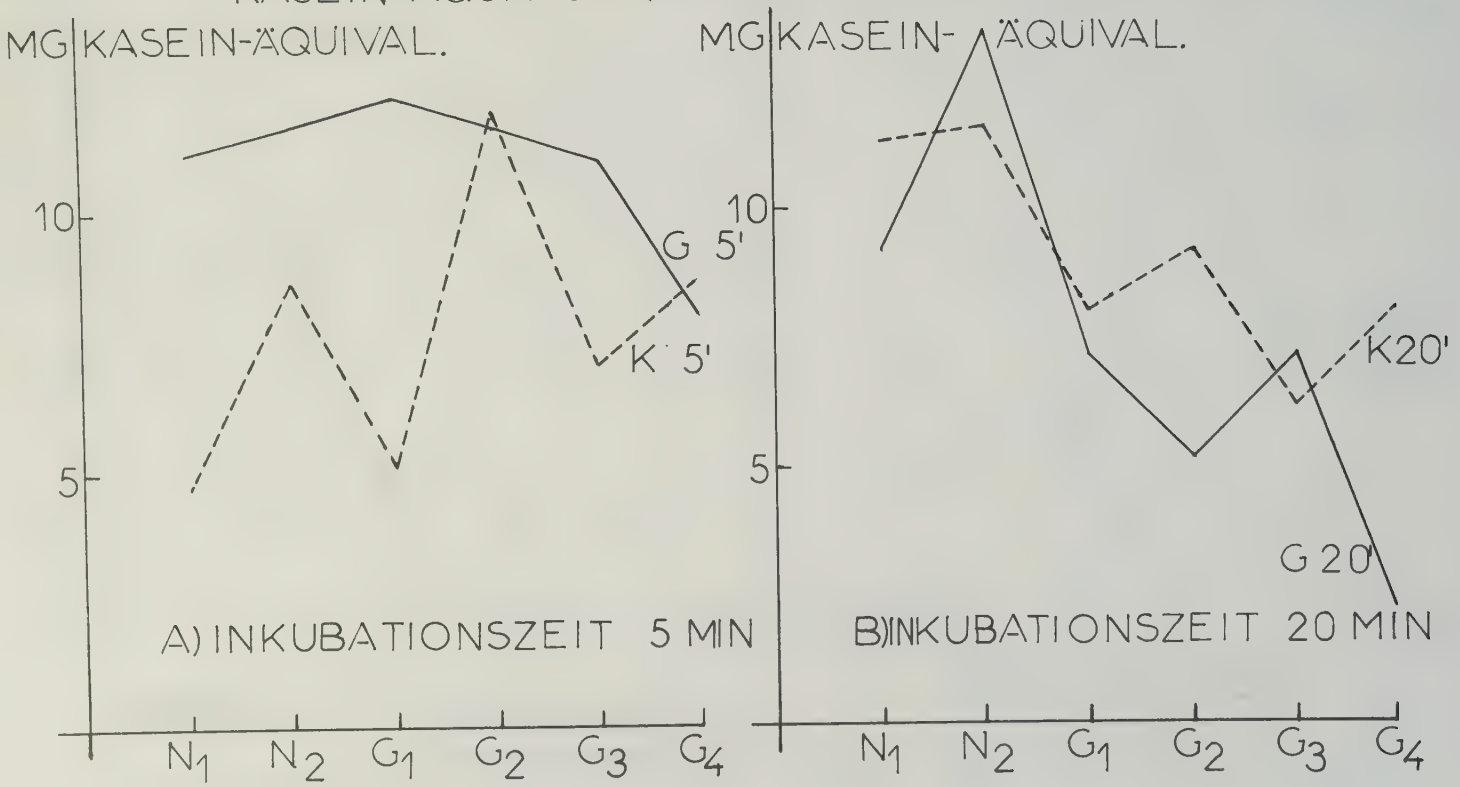
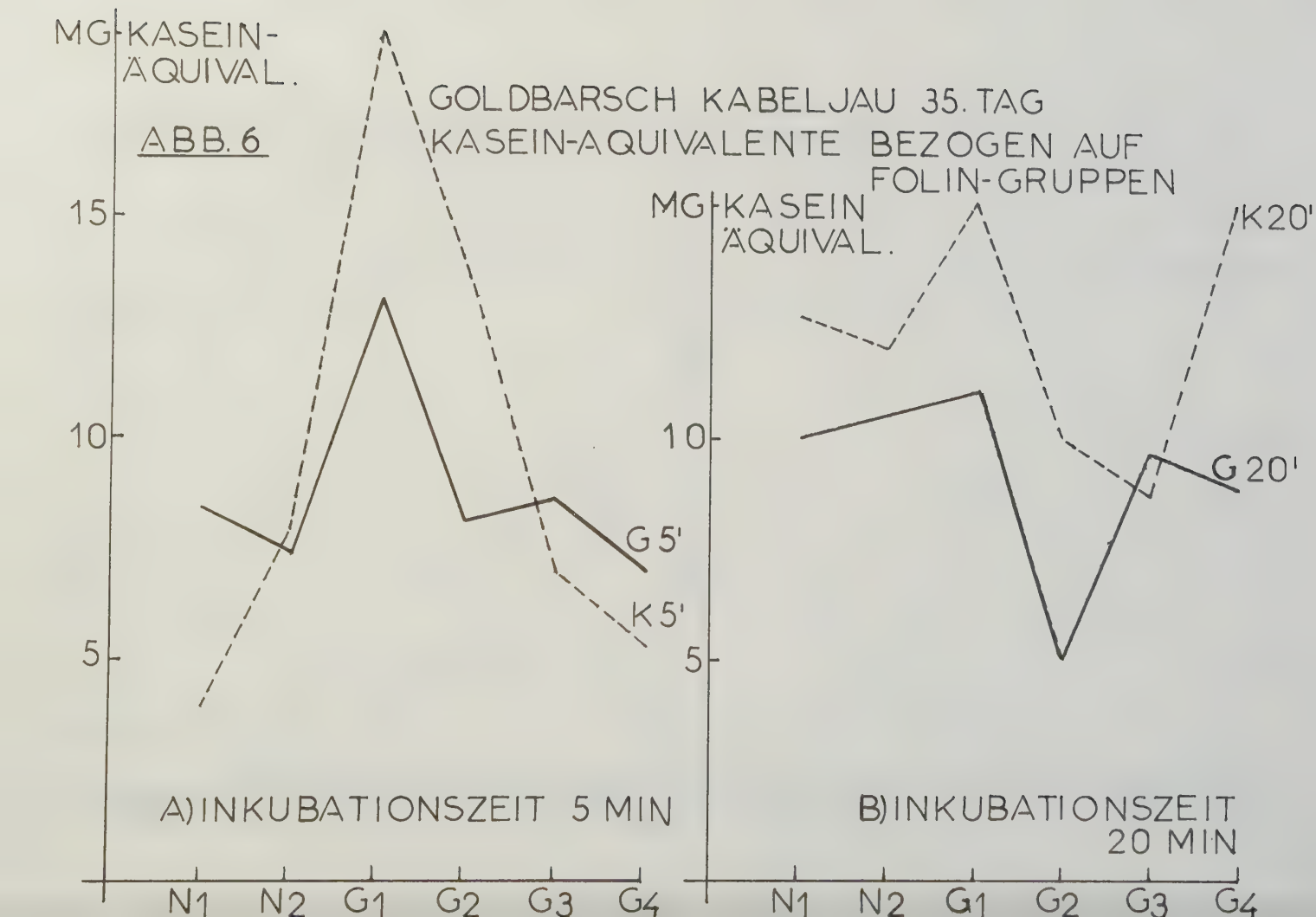
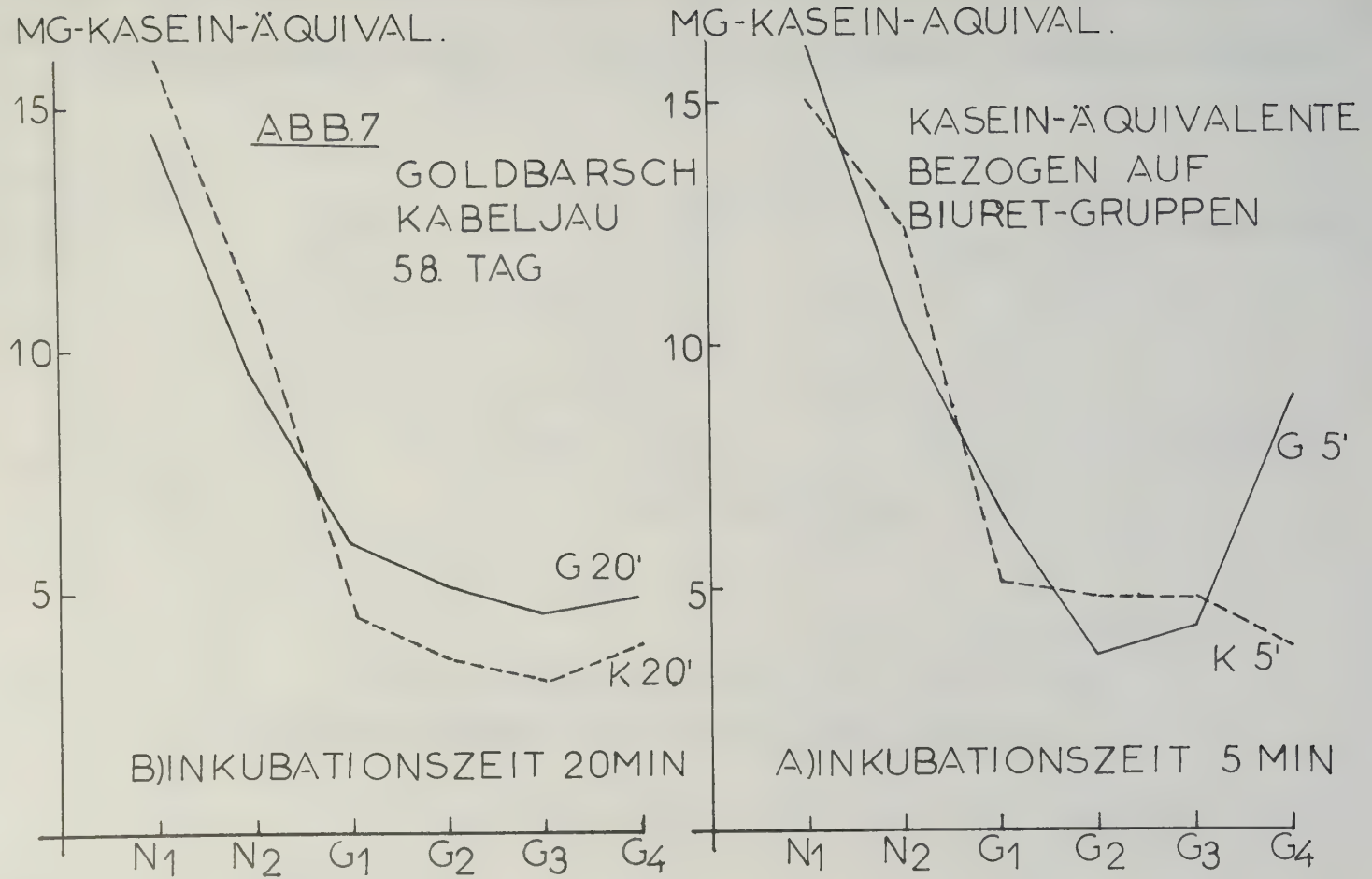


ABB.5 GOLDBARSCH KABELJAU 35.TAG
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF BIURET-GRUPPEN




MG KASEIN-
ÄQUIVAL.
ABB. 6
GOLDBARSCH KABELJAU 35. TAG
KASEIN-AQUIVALENTE BEZOGEN AUF
FOLIN-GRUPPEN
15
10
5
G 5'
K 5'
A) INKUBATIONSZEIT 5 MIN
N1 N2 G1 G2 G3 G4
MG KASEIN
ÄQUIVAL.
K 20'
G 20'
B) INKUBATIONSZEIT
20 MIN


MG-KASEIN-ÄQUIVAL.
15
10
5
ABB.7
GOLDBARSCH
KABELJAU
58. TAG
G 20'
K 20'
B)INKUBATIONSZEIT 20MIN
N1
N2
G1
G2
G3
G4
MG-KASEIN-AQUIVAL.
15
10
5
KASEIN-ÄQUIVALENTE
BEZOGEN AUF
BIURET-GRUPPEN
G 5'
K 5'
A)INKUBATIONSZEIT 5 MIN
N1
N2
G1
G2
G3
G4

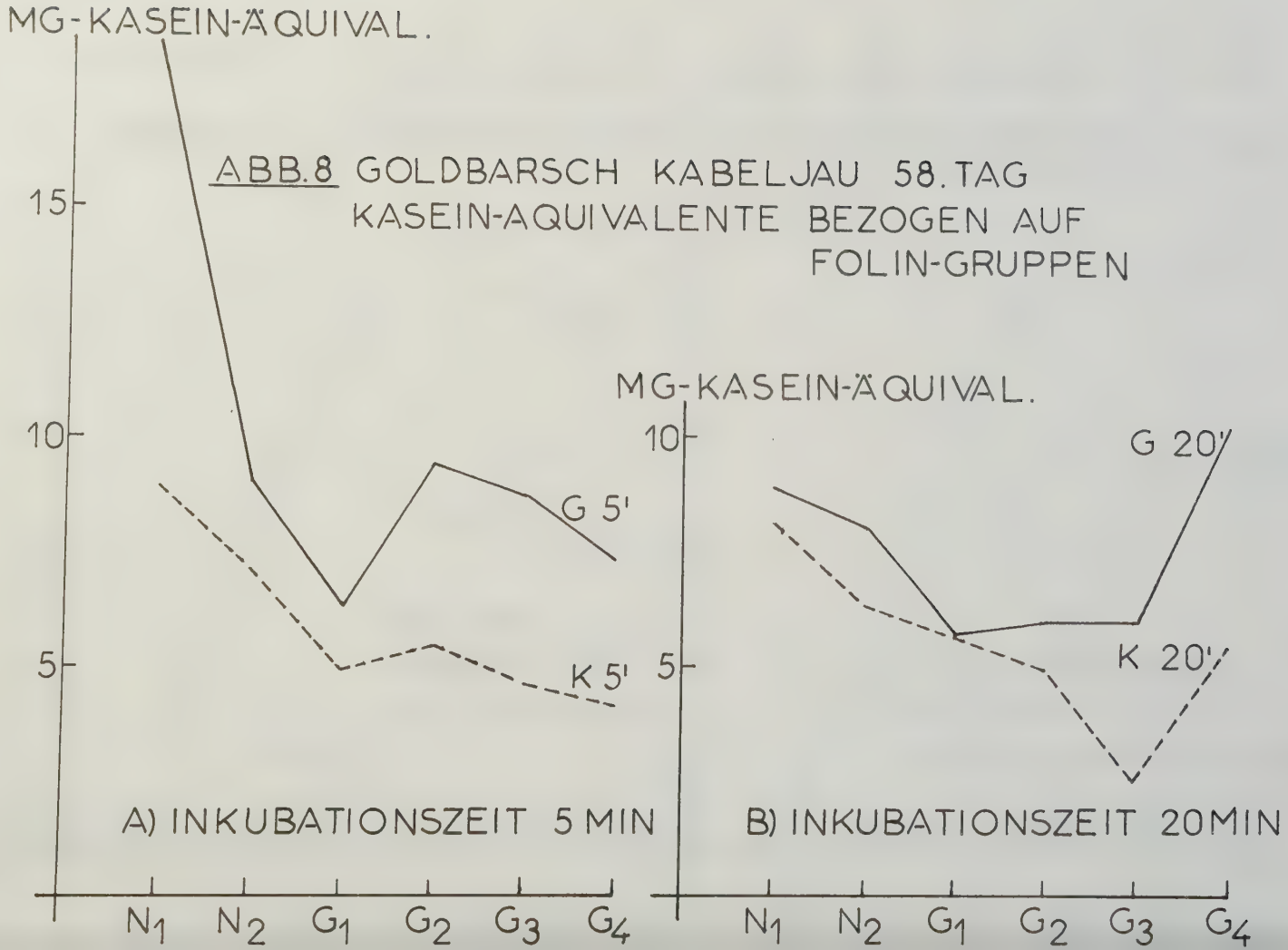


ABB.8 GOLDBARSCH KABELJAU 58. TAG
KASEIN-AQUIVALENTE BEZOGEN AUF
FOLIN-GRUPPEN

ABB.9 SÄUREVERHALTEN INKUBATIONSZEIT 5 MINUTEN
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF BIURET-GRUPPEN

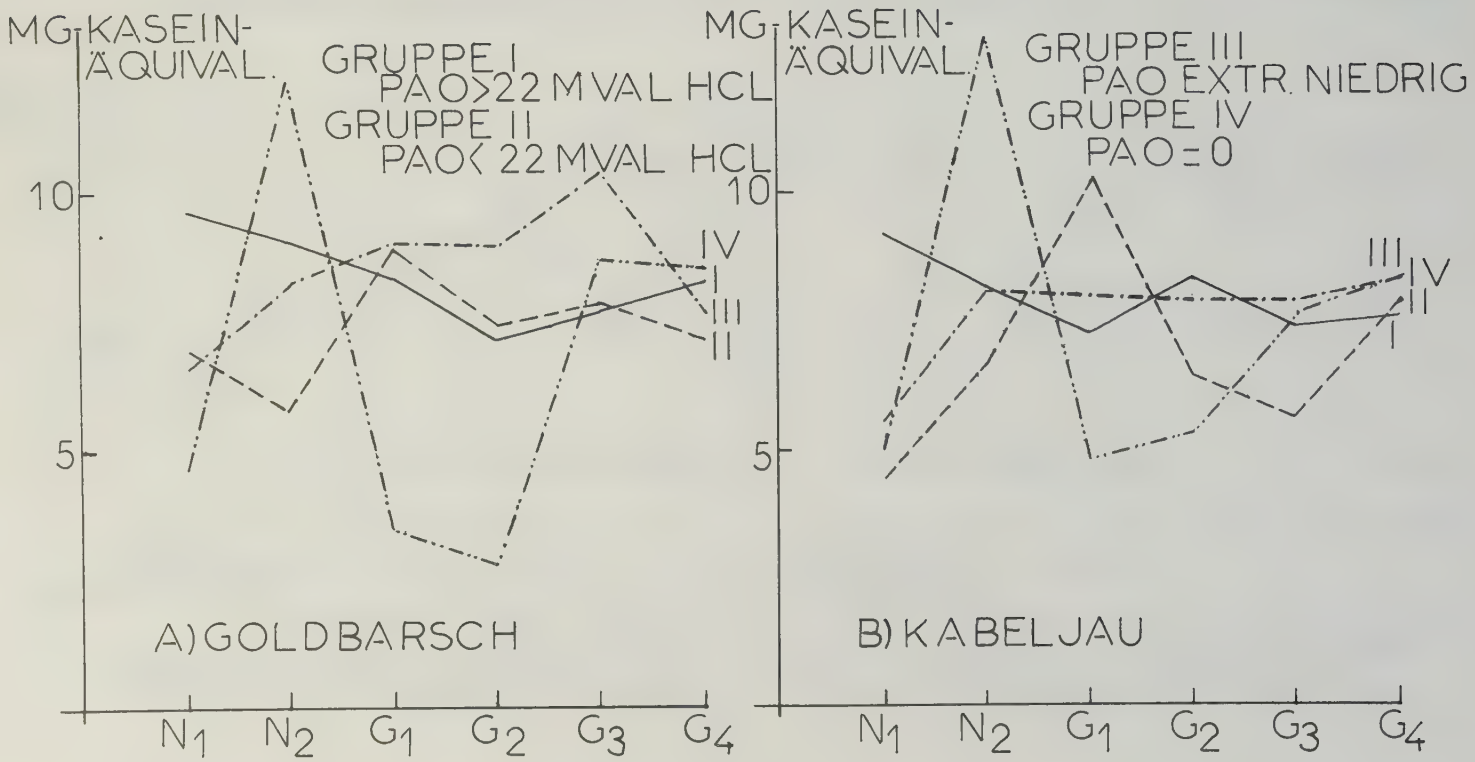
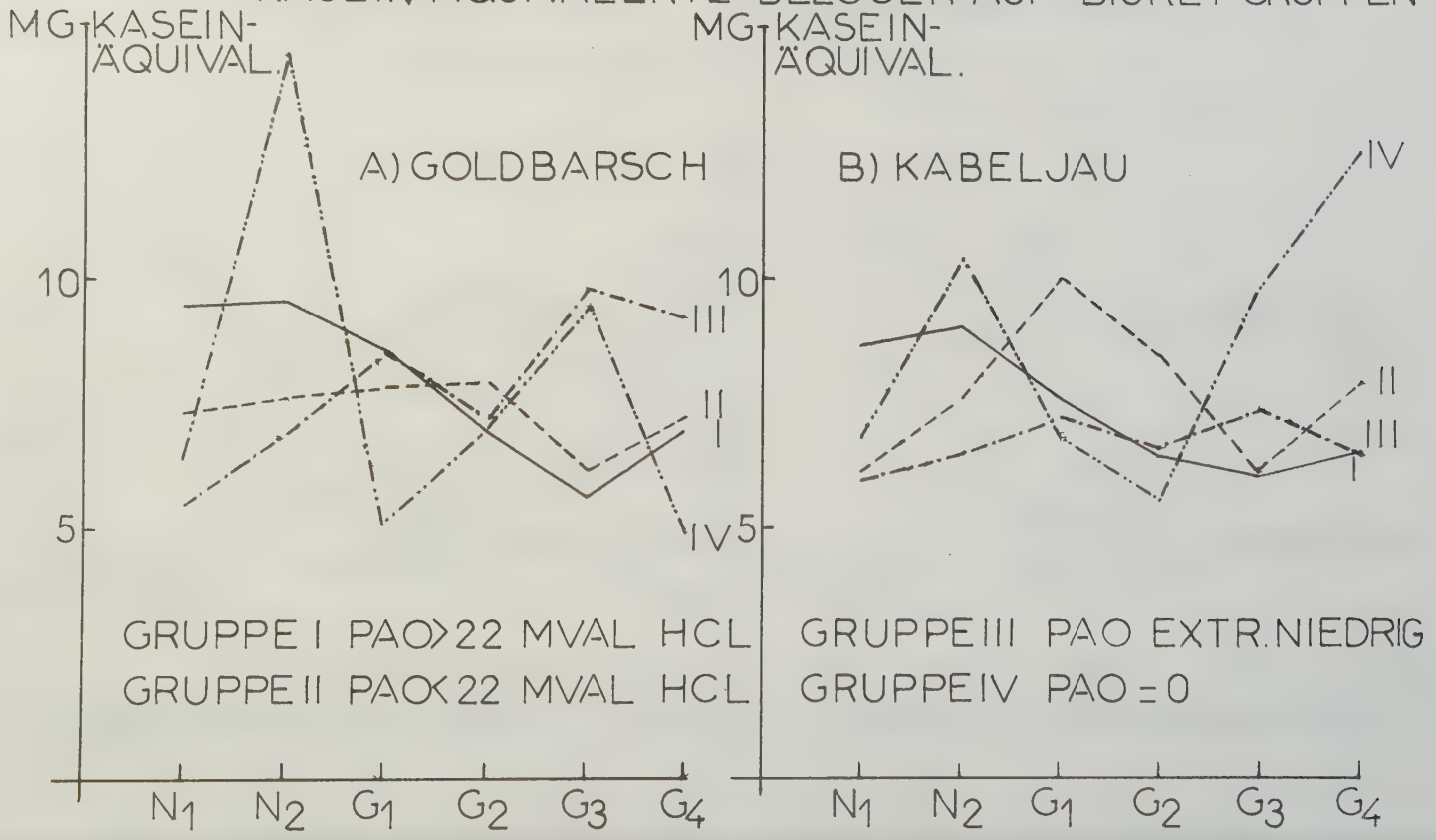


ABB.10 SÄUREVERHALTEN INKUBATIONSZEIT 20 MINUTEN
KASEIN-AQUIVALENTE BEZOGEN AUF BIURET-GRUPPEN



GRUPPE I PAO > 22 MVAL HCL
GRUPPE II PAO < 22 MVAL HCL
GRUPPE III PAO EXTR. NIEDRIG
GRUPPE IV PAO = 0

ABB.11 SÄUREVERHALTEN INKUBATIONSZEIT 5 MINUTEN
KASEINÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF FOLIN-GRUPPEN

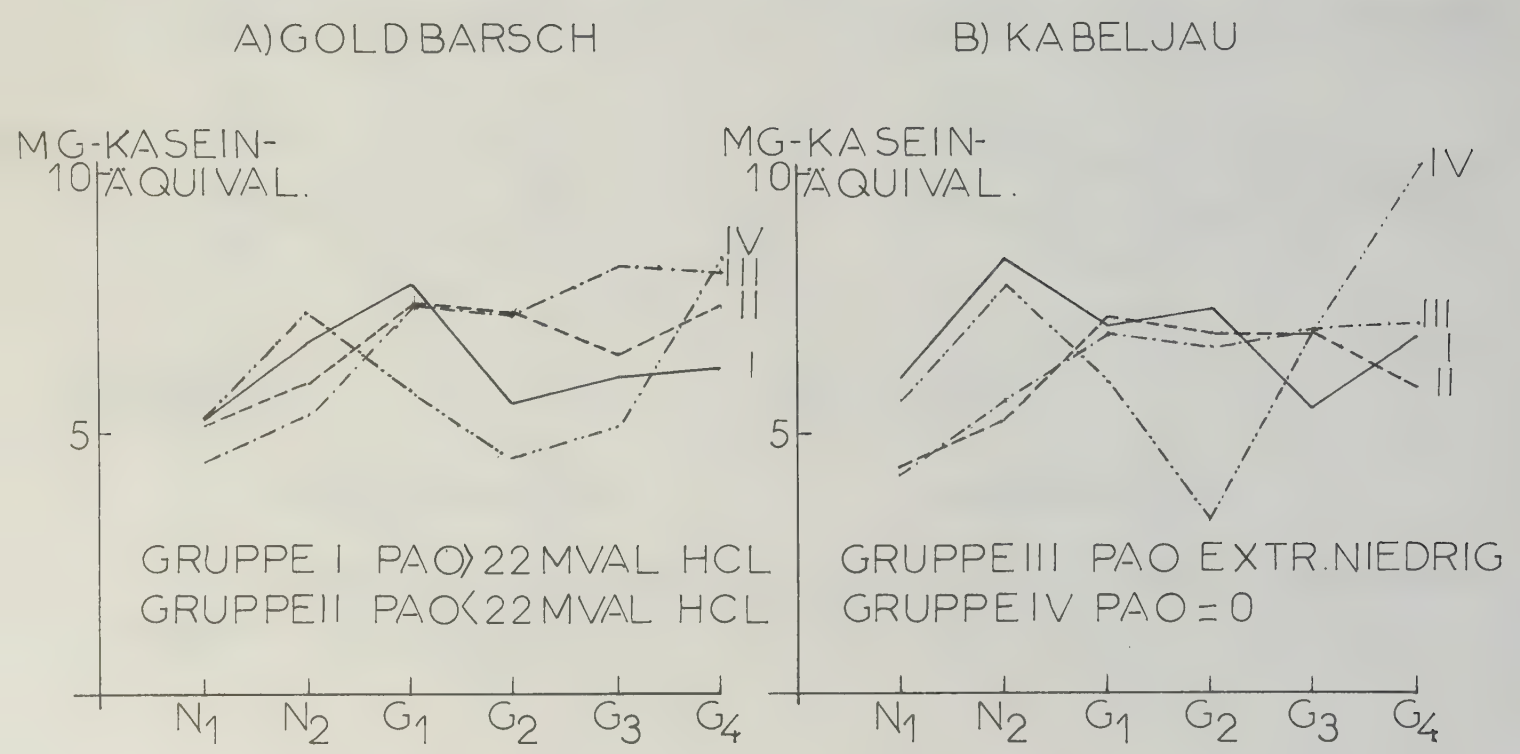
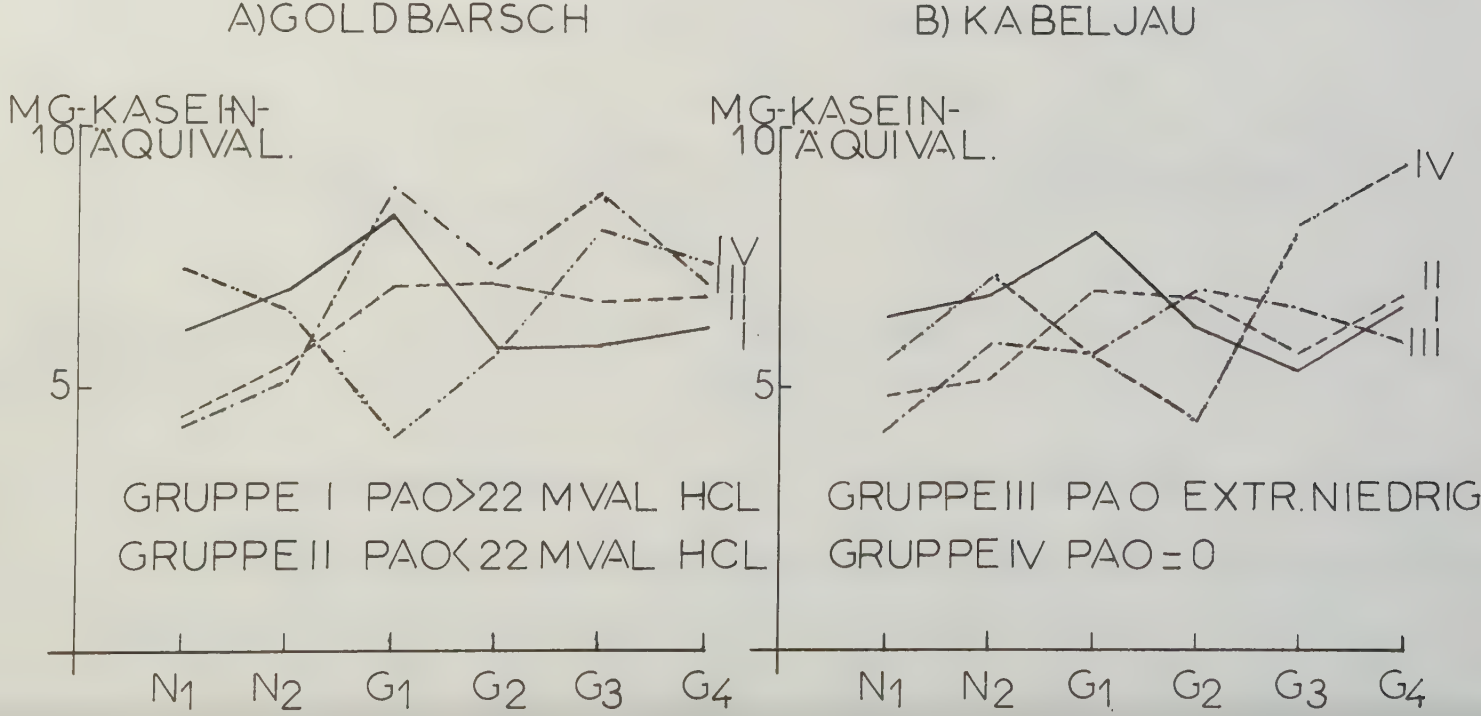


ABB.12 SÄUREVERHALTEN INKUBATIONSZEIT 20 MINUTEN
KASEIN-ÄQUIVALENTE BEZOGEN AUF FOLIN-GRUPPEN



V. ERGEBNISSE

Die gemessenen Einzelwerte mit Magensäften von 30 Patienten wurden als Gruppenuntersuchung ausgewertet. Die Durchschnittswerte werden verglichen.

Gruppe 1: Goldbarsch nach 5 Minuten Inkubation
Gruppe 2: Kabeljau nach 5 Minuten Inkubation
Gruppe 3: Goldbarsch nach 20 Minuten Inkubation
Gruppe 4: Kabeljau nach 20 Minuten Inkubation

Die Extinktionswerte der Biuret- und Folin-Ciocalteu-Methode wurden in Kaseinäquivalente ausgedrückt. Die Umsetzung erfolgte mit einer Eichkurve, die aus Na-Caseinat erstellt wurde. Die Einzelwerte wurden mit dem Faktor 10 multipliziert, um die tatsächliche Konzentration des Eiweißes zu berücksichtigen. Die Durchschnittswerte wurden in den Abb. 1 und 2 graphisch dargestellt.

Es wurden jeweils 3 Einzelreihen der oben genannten Gruppen in den Diagrammen eingetragen und zwar die Extinktionswerte vom 1., 35. und 58. Tag, um den Alterungsprozeß zu verdeutlichen (Abb. 3-8).

Das Ergebnis wurde in Tabellen und Abbildungen zusammengefaßt.

A. Ergebnisse der Biuret-Gruppen

Die Tabellen 1-4 zeigen das Verhalten der Mittelwerte,

des nach der Biuret-Methode untersuchten alkoholischen Überstandes. Die Tabellen 1 und 2 die Goldbarschwerte, die Tabellen 3 und 4 die Kabeljauwerte; die Tabellen 1 und 3 die Werte nach 5 Minuten Inkubation und die Tabellen 2 und 4 zeigen die Andauung nach 20 Minuten Inkubation.

In Abb. 1A sind die Mittelwerte der Tabellen 1 und 3 eingetragen. In der Abb. 1B die Werte der Tabellen 2 und 4.

a) Aus der Abb. 1A ist zu ersehen (Goldbarsch und Kabeljau nach 5 Minuten Inkubation):

1. Bei einer Proteolyse von 5 Minuten Dauer liegen die Biuret-Werte des Goldbarsches über dem vom Kabeljau.

2. Das Minimum der beiden Kurven liegt beim Nüchternsekret 1. In G 4 berühren sich die beiden Kurven. Die Goldbarschkurve steigt leicht an und bleibt beim ersten stimulierten G 1 konstant, steigt bis zum Maximum in G 3 an und fällt in G 4 auf die Größenordnung von G 1 ab.

3. Die Kabeljaukurve bei 5 Minuten Inkubation hat ihr Maximum in N 2, fällt leicht zu G 2, dann steiler zu G 3 ab (G 3 N 1) um dann zum Maximum in N 4 anzusteigen.

b) Aus der Abb. 1B ist zu ersehen (Goldbarsch und Kabeljau nach 20 Minuten Inkubation):

1. Die Werte aus dem alkoholischen Überstand des Goldbarsches liegen mit Ausnahme von G 4 über denen des Kabeljaus.

2. Das Maximum der Goldbarschkurve liegt in N 2, das der Kabeljaukurve in G 4. Die Goldbarschwerte steigen von G 1 zu G 2 an, fallen dann bis zu G 3, dem Minimum der Kurve ab und liegen in G 4 wieder etwas höher (G 4 N 1).

3. Der Durchschnitt der Kabeljauwerte liegt ebenfalls in N 1, tiefer als in N 2. Das Diagramm fällt hier bis G 3 ab und steigt dann wieder zu G 4 an. (G 4 G 1).

B. Ergebnisse der Folin-Gruppen

Die Tabellen 5 und 6 geben die Werte des Goldbarsches wieder, 7 und 8 die des Kabeljaus. Die Werte in den Tabellen 5 und 7 wurden aus dem alkoholischen Überstand nach einer Inkubationszeit von 5 Minuten abgelesen, die Kaseinäquivalente aus den Tabellen 6 und 8 nach 20 Minuten Inkubation. In der Abb. 2A wurden die Mittelwerte aus den Tabellen 5 und 7 zeichnerisch dargestellt, in der Abb. 2B die Werte der Tabellen 6 und 8.

a) Aus der Abb. 2A ergibt sich (Goldbarsch und Kabeljau nach 5 Minuten Inkubation):

1. Die Folin-Werte des Goldbarsches und des Kabeljaus

bei 5 Minuten Inkubationszeit überschneiden sich viermal, zwischen N 1 und N 2, N 2 und G 1, G 1 und G 2 und G 2 und G 3. Das Maximum der beiden Kurven liegt in G 1.

2. Die Folin-Mittelwerte des Goldbarsches steigen bis zum ersten stimulierten Gastrinwert G 1 an, fallen zu G 2 ab und steigen dann bis zu G 4 an.

3. Die aus dem alkoholischen Überstand ermittelten Durchschnittswerte des Kabeljaus steigen von N 1 zu G 1 und von G 3 zu G 4 an. Sie fallen von G 1 zu G 3 ab.

b) Aus der Abb. 2B ist zu ersehen (Goldbarsch und Kabeljau nach 20 Minuten Inkubation):

1. Mit Ausnahme der beiden stimulierten Werte G 1 und G 3 liegen die Kabeljauwerte über denen des Goldbarsches. Die Minima der Kurven liegen beim Nüchternwert N 1, die Maxima beim 1. gastrinstimulierten Wert G 1. Die Kurven überschneiden sich zwischen G 2 und G 3 sowie G3 und G 4.

2. Die aus dem alkoholischen Überstand des Goldbarschchymuses ermittelten Folin-Werte steigen von N 1 über N 2 zu G 1 an. Sie fallen leicht zu G 2 ab. Die Kurve setzt sich in einem erneuten Ansteigen zu G 3 und Abfallen zu G 4 fort.

3. Die Folin-Gruppen des Kabeljaus nehmen in ihrer Konzentration von N 1 zu G 1 zu, fallen zu G 3 ab, um zu G 4 wieder anzusteigen.

C. Alterungsprozeß

Um den Alterungsprozeß zweier bekannter Substrate und zwar Goldbarsch und Kabeljau zu zeigen, wurden die Meßwerte des 1., 35. und 58. Lagerungstages herausgegriffen und in Diagrammen gegenübergestellt. Es wurden von jedem Tag jeweils 2 Abbildungen angefertigt, eine mit den Extinktionen der Biuret-Gruppen und eine mit denen der Folin-Gruppen. Von jeder der beiden Eiweißgruppen wurde ein Diagramm mit den Werten nach 5 Minuten Inkubationszeit und eines nach 20 Minuten Inkubationszeit angefertigt. In den graphischen Darstellungen werden Goldbarsch- und Kabeljauwerte mit den gleichen Bedingungen (gleiche Inkubationszeit, gleiches Reagenz) eingetragen.

a) Die Abb. 3 verdeutlicht zeichnerisch die Extinktionswerte, ausgedrückt in Kasein-Äquivalente der Biuret-Gruppen am 1. Tag der Lagerung: Abb. 3A nach einer Inkubationszeit von 5 Minuten, Abb. 3B nach einer Inkubationszeit von 20. Minuten.

Zur Abb. 3A:

1. Die Goldbarschwerte liegen sowohl bei den Nüchternwerten als auch noch Pentagastinstimulation über den Werten des Kabeljaus.

2. Die Goldbarschkurve steigt bis zu ihrem Maximum in G 1 an, und fällt dann bis zu G 4 ab. Der Wert in G 1 ist doppelt so hoch als die Nüchternwerte.

3. Die Kabeljaukurve hat 2 Maxima, eines in G 1 ein zweites in G 4. Der Wert G 1 ist fast zweimal so

hoch als N 1 und N 2, G 4 mehr als zwei mal so hoch.

Zur Abb. 3B:

1. Goldbarschwerte liegen mit Ausnahme von N 1 und G 2 über den Extinktionswerten des Kabeljaus.

2. Die beim Goldbarsch gemessenen Extinktionswerte haben 2 Maxima in G 1 und G 4, wobei G 4 größer ist als G 1. Beide Maxima sind etwa viermal höher als die Nüchternwerte.

3. Die Extinktionswerte des Kabeljaus zeigen ein absolutes Maximum in G 1, dieser Wert liegt etwa dreimal höher als die Nüchternwerte.

4. Die Extinktionswerte liegen sowohl beim Goldbarsch als auch beim Kabeljau nach 5 Minuten Inkubationszeit höher als nach einer Inkubationszeit von 20 Minuten.

b) Die Abbildung 4 gibt die Folin-Werte am 1. Lagerungstag wieder, die Abb. 4A nach einer Inkubationszeit von 5 Minuten bei 37 Grad Celsius, Abb. 4B nach einer Inkubationszeit von 20 Minuten.

Zur Abb. 4A:

1. Die Kabeljauwerte liegen bei 5 Messungen höher als Goldbarsch, in G 2 ist der Biuretwert höher.

2. Die Goldbarschkurve steigt bis zu ihrem Maximum in G 2 an und fällt dann wieder ab.

3. Die Kabeljaukurve steigt zu G 1 an , ebenso von G 2 zu G 3, sie fällt von G 1 zu G 2 steil und von G 3 zu G 4 flach ab.

Zur Abb. 4B:

1. Die Nüchternwerte sowie der erste pentagastrinstimulierte Wert G 1 liegen beim Kabeljau über denen des Goldbarsches, die übrigen stimulierten Werte G 2 bis G 4 zeigen beim Goldbarsch einen höheren Ausschlag.

2. Die Goldbarschkurve steigt bis zu ihrem Maximum in G 3 an und fällt dann zu G 4 ab. G 3 ist doppelt so hoch als die Nüchternwerte.

3. Die Extinktionswerte des Kabeljaus steigen von N 1 zu N 2 und von G 2 zu G 4 an und fallen von N 2 zu G 2 ab.

4. Ein deutlicher Unterschied im Verhalten verschiedener Inkubationszeiten ist bei den Folin-Gruppen beider Eiweißsubstrate nicht zu beobachten.

c) Abb. 5 gibt die Kaseinäquivalente bezogen auf Biuret-Gruppen am 35. Lagerungstag wieder, in Abb. 5A sind Extinktionswerte von Goldbarsch und Kabeljau nach 5 Minuten Inkubation, in Abb. 5B nach 20 Minuten.

Zur Abb. 5A:

1. Die Extinktionswerte des Goldbarsches liegen außer in G 2 und G 4 deutlich über den Kabeljauwerten. Die Kabeljauwerte in G 2 und G 4 liegen

nur geringfügig höher als die Goldbarschwerte.

2. Die Goldbarschwerte steigen von N 1 zu G 1 an und fallen dann bis zu G 4 ab. Vergleicht man die Werte des 1. Tages mit dem 35. Tag, so liegen die Nüchternwerte am 35. Tag deutlich höher.

3. Betrachtet man die Extinktionswerte des Kabeljaus, so steigt die Kurve von N 1 zu N 2, G 1 zu G 2 und von G 3 zu G 4 an, sie fällt von N 2 zu G 1 und von G 2 zu G 3 ab. Verglichen mit den Biuretwerten des 1. Tages liegen die Nüchternwerte am 35. Tag, besonders der N 2 Wert, deutlich höher.

Zur Abb. 5B:

1. Die Kabeljauwerte liegen in N 1, G 1, G 2 und G 4 höher als die Werte des Goldbarsches. Beide Kurven haben das Maximum in N 2. Verglichen mit dem 1. Lagerungstag liegen die Biuret-Gruppen im Nüchternbereich am 35. Tag bei beiden Eiweißsubstraten deutlich höher.

2. Die Goldbarschkurve steigt von N 1 zu N 2 und von G 2 zu G 3 an und fällt von N 2 zu G 2 und von G 3 zu G 4 ab.

3. Die Kabeljauwerte steigen von N 1 zu N 2, von G 1 zu G 2 und von G 3 zu G 4 an, und fallen von N 2 zu G 1 und von G 2 zu G 3 ab.

d) Abb. 6 stellt die freigesetzten Folin-Gruppen beider Fischeiweißsubstrate am 35. Tag dar, Abb. 6A nach

einer Inkubationszeit von 5 Minuten, Abb. 6B nach einer Inkubationszeit von 20 Minuten.

Zur Abb. 6A:

1. Verglichen mit dem 1. Lagerungstag liegen sowohl die Werte des Goldbarsches als auch die des Kabeljaus am 35. Tag bis zu 7,5mal (G 1 Kabeljau) höher. Vergleicht man die Folin-Werte des Goldbarsches und die des Kabeljaus am 35. Tag nach 5 Minuten Inkubationszeit, so liegen die Goldbarschwerte N 1, G 3 und G 4 höher als die des Kabeljaus. Das Maximum liegt bei den Eiweißsubstraten in G 1.

2. Die Extinktionskurve des Goldbarsches steigt von N 2 zu G 1 und von G 2 zu G 3 an und fällt von N 1 zu N 2, von G 1 zu G 2 und von G 3 zu G 4.

3. Die Kabeljaukurve steigt von N 1 zu G 1 an und fällt dann bis zu G 4 ab.

Zur Abb. 6B:

1. Die Biuret-Werte liegen auch nach 20 Minuten Inkubation deutlich höher als die Extinktionswerte beider Eiweißsubstrate am 1. Tag. Die Maxima liegen in beiden Kurven in G 1. Außer in G 3 liegen die Kabeljauwerte deutlich über den Goldbarschwerten.

2. Die Goldbarschkurve hat ihre beiden höchsten Werte in G 1 und G 3.

3. Die Kabeljauwerte fallen von N 1 zu N 2 und von G 1 zu G 3 ab, sie steigen von N 2 zu G 1 und von G 3 zu G 4 an.

e) Abb. 7 zeigt die zeichnerische Darstellung der Biuret-Gruppen des Goldbarsches und des Kabeljaus am 58. Lagerungstag. Abb. 7A stellt die extrahierten Biuret_Gruppen nach 5 Minuten Inkubation dar, Abb. 7B nach 20 Minuten Inkubation.

Zur Abb. 7A:

1. Am 58. Tag liegen die Nüchternwerte bei den Fischeiweißsubstraten deutlich über denen des 1. und 35. Lagerungstages. Die mit Pentagastrin stimulierten Werte liegen mit Ausnahme des G 4 Goldbarschwertes deutlich unter den Extinktionswerten des 1. und 35. Tages. Vergleicht man Goldbarsch und Kabeljau am 58. Tag, so liegen die Nüchternwerte bis zu fünfmal über den pentagastrinstimulierten Werten, das Maximum beider Kurven liegt in N 1.

2. Die Goldbarschkurve fällt von N 1 zu G 2 ab und steigt dann zu G 4 an.

3. Die Kabeljauwerte fallen von N 1 zu G 4 ab.

Zur Abb. 7B:

1. Nach einer Inkubationszeit von 20 Minuten liegen am 58. Tag die Nüchternwerte beider Fischeiweißarten über den stimulierten Werten. Beide Kurven fallen bis zu G 3 ab und steigen leicht zu G 4 an.

2. Die Nüchternwerte des Kabeljaus liegen über denen des Goldbarsches, im pentagastrinstimulierten Bereich wurden höhere Extinktionswerte des Goldbarsches gemessen.

3. Vergleicht man die Biuret-Werte nach einer Inkubationszeit von 20 Minuten vom 1., 35. und 58. Tag, so liegt der N 1 Wert am 58. Tag höher als am 35. Tag und 1. Tag. Der N 2 Wert ist höher als am 1. aber niedriger als am 35. Tag.
Die pentagastrinstimulierten Werte G 1 bis G 3 liegen am 58. Tag mit Ausnahme des G 2 Goldbarschwertes vom 1. Tag unter den gemessenen Extinktionen am 1. und 35. Tag. Die G 4 Werte divergieren.

f) Die Abb. 8 zeigt die Folin-Werte nach 5 Minuten Inkubation (Abb. 8A) und nach 20 Minuten Inkubation (Abb. 8B) nach 58 Tagen Lagerung. In jeder graphischen Darstellung ist jeweils eine Kurve Goldbarsch- und eine des Kabeljauchymuses erfaßt.

Zur Abb. 8A:

1. Die Goldbarschwerte der freigesetzten Folin-Gruppen am 58. Tag nach 5 Minuten Inkubation liegen über den Kabeljauwerten. Das Maximum beider Kurven liegt in N 1, sie fallen bis G 1 ab, steigen leicht zu G 2 an und fallen erneut zu G 4 ab.

2. Vergleicht man die Goldbarschwerte vom 1., 35. und 58. Tag, so liegen die Nüchternwerte vom 58. Tag über denen des 1. und 35. Tages. Die gastrinstimulierten Werte liegen über denen des 1. Tages, mit Ausnahme des G 1 Wertes am 35. Tag liegen G 1, G 3

und G 4 am 58. Tag über den Werten des 35. Tages.

3. Die Kabeljauwerte im Nüchternbereich liegen am 58. Tag über dem des 1. und 35. Tages. Die stimulierten Werte am 58. Tag liegen über dem des 1. Tages und sind niedriger als die des 35. Tages.

Zur Abb. 8B:

1. Nach 20 Minuten Inkubationszeit liegen die Goldbarschwerte über denen des Kabeljaus.

2. Die Goldbarschwerte fallen am 58. Tag bis zu G 1 ab und steigen zu G 4 an. Die Kabeljauwerte fallen bis zu G 3 ab und steigen zu G 4 an.

3. Die Nüchternwerte des Goldbarsches und des Kabeljaus am 58. Tag liegen über den Werten des 1. Tages und sind niedriger als die Werte am 35. Tag. Die gastrinstimulierten Kabeljauwerte vom 58. Tag liegen ebenfalls über den Werten vom 1. Tag und unter denen des 35. Tages. Die Goldbarschwerte nach Pentagastrinstimulation liegen am 58. Tag über den Werten des 1. Tages, die Werte des 35. und 58. Tages divergieren.

Zusammenfassung des Alterungsprozesses

Im Nüchternsekret nimmt der Anteil der Biuret-Gruppen mit dem Alterungsprozeß zu. Im stimulierten Bereich sind die proteolytisch freigesetzten Biuret-Gruppen am 35. Tag zahlreicher als am 1., am 58. Tag liegen sie unter denen des 1. Tages.

Die Folin-Gruppen sind am 35. Tag zahlreicher als am 1. Tag. Sie liegen am 58. Tag über den Werten des 1. Tages, aber unter denen des 35. Tages. Dies trifft sowohl für die nichtstimulierten als auch für die gastrinstimulierten Gruppen zu.

Im alkoholischen Überstand verändert sich mit der Lagerung die Anzahl der Biuret- und Folin-Gruppen bei Proteolyse durch Magensaft. Zuerst nimmt die Anzahl der freigesetzten Gruppen zu, dann sinkt die Anzahl wieder ab. Als Vergleichsgrundlage für die Verdaulichkeit gelten die Bezüge der Spaltprodukte zueinander, nicht jedoch die Gewichtseinheiten.

D. Beziehungen zur Säureproduktion

Die gemessenen Spaltprodukte der 30 Magensäfte wurden in 4 Gruppen eingeteilt. Dabei wurde der PAO-Wert (peak acid output) als Indikator verwendet (Maiwald und Kitschenberg).

Der PAO-Wert/Stunde wird folgendermaßen ermittelt:
Die Summe der Säurewerte in mval/H^+/15 min. der beiden aufeinander folgenden Fraktionen mit der größten Säuresekretion mit 2 multipliziert.
Der Mittelwert des PAO liegt beim Mann bei 22 mval/Stunde, bei der Frau um 16 mval/Stunde.

Die Gruppen verteilen sich wie folgt:

Gruppe 1
PAO über 22 (16) mval/HCl/60 min.

Gruppe 2
PAO unter 22 (16) mval/HCl/60 min.

Gruppe 3
PAO extrem niedrig

Gruppe 4
PAO gleich null

Die untersuchten 30 Magensäfte von 26 Männern und 4 Frauen verteilen sich wie folgt auf die Gruppen:

Gruppe 1 : 13
Gruppe 2 : 8
Gruppe 3 : 6
Gruppe 4 : 3

Die Substratsuspensionen sind in den Abbildungen mit G für Goldbarsch und K für Kabeljau bezeichnet.

Abb. 9 enthält die Biuret-Werte von Goldbarsch und Kabeljau nach 5 Minuten Inkubation.

Abb. 10, die Biuret-Werte der Proteolyse von beiden Substraten nach 20 Minuten Inkubation.

Abb. 11 Folin-Werte des G und K nach 5 Minuten Inkubation.

Abb. 12 Folin-Werte des G und K nach 20 Minuten Inkubation.

Die Folin- und Biuret-Gruppen verlaufen benachbart. Im nichtstimulierten Bereich liegen die Werte der Gruppe 1

immer über denen der Gruppe 2. Nach der Stimulation mit Pentagastrin kommt es zu Überschneidungen und zum Teil zur Umkehr. Gruppe 4 ist sehr großen Schwankungen ausgesetzt. Da bei diesen Gruppen nur 3 Magensäfte zur Verfügung standen und die Fraktionen fehlten oder zum Teil so gering waren, daß sie sich nicht verwenden ließen, sind diese Kurven am wenigsten aussagekräftig.

Das Ergebnis läßt sich wie folgt zusammenfassen:

1. Im Vergleich der von MAIWALD und KITSCHENBERG (23) beobachteten klaren Abhängigkeiten der unterschiedlichen Spaltproduktbildung aus Fisch- und Milcheiweiß bei verschiedener Säuresekretionsleistung läßt sich eine ähnliche Abhängigkeit für das Fischeiweiß unter Berücksichtigung der Lagerung nicht ohne weiteres feststellen.

2. Die Änderung der Verdaulichkeit bedingt durch längere Lagerung macht sich erst verhältnismäßig spät (nach dem 20. Tag) deutlich bemerkbar und zwar in Form der Zunahme biuret- bzw. folinpositiver Gruppen im alkoholischen Überstand.

3. Für die Festlegung der durch Lagerungsbedingungen geänderten Verdaulichkeit eignen sich Biuret-Bestimmungen und das Gesamteiweißverfahren nach Folin-Ciocalteu, wenn von Alkoholextrakten des magensaftangedauten Fischeiweißes ausgegangen wird.

4. Für die Beurteilung der sehr späten Lagerungsphase ist der Bestimmung mit dem Folin-Ciocalteuverfahren

den Vorzug zu geben, da zu diesem Zeitpunkt bereits wieder eine Konzentrationsabnahme der biuretpositiven Gruppen im Alkoholextrakt festzustellen ist.

5. Verschiedenes Fischeiweiß (Goldbarsch bzw. Kabeljau) zeigt eine unterschiedliche Veränderung bei Inkubation und Lagerung. Ein Vergleich in vollem Umfang wäre erst möglich, wenn gesichert wäre, daß die beiden Fischarten aus dem gleichen Fang stammen und gleiche Zeiten der Vorlagerung und Tiefkühlung bei vergleichbaren Temperaturen vergangen sind.

VI. DISKUSSION

A. Diskussion der Methode

Diese Arbeit ging von der allgemeinen Vorstellung aus, die Proteolyse durch menschlichen Magensaft bei zwei verschiedenen Substraten zu messen und zu vergleichen. Dabei wurde die Zeit als Variable für die mögliche Änderung der Proteolyse berücksichtigt:

- die mögliche Änderung der proteolytischen Aktivität durch verschieden lange Inkubation des künstlichen Chymus - 5 und 20 Minuten.

- der Einfluß der Lagerung des Substrates im Kühlfach des Kühlschranks auf die Proteolyse sollte untersucht werden.

Zur Umsetzung dieser Fragestellung ins Experiment bot sich das von MAIWALD und KITSCHENBERG (23) vorgestellte Verfahren an. Nach zwei festgelegten Inkubationszeiten wurden die durch Alkoholfällung extrahierten Spaltprodukte photometrisch gemessen.

Die Peptide wurden mit der Biuret-Reaktion nachgewiesen , die aromatischen Gruppen mit der Folin-Ciocalteu-Reaktion bestimmt.

Der gleiche Ansatz des Chymus und die anschließende Übertragung der gemessenen Extinktion in Kaseinäquivalente bieten eine gute Basis für den Vergleich der proteolytisch zersetzten Gruppen.

Eine Bestimmung des Quotienten der mit der Biuret- und Folinmethode gemessenen Gruppen erlaubt eine Aussage über die Veränderlichkeit des Verhältnisses zwischen der Anzahl der in Alkohol gelösten Peptid-Gruppen und den alkohollöslichen aromatischen Gruppen.

Mit diesen methodischen Verfahren kann die Spaltbarkeit verschiedener Proteine beurteilt und verglichen werden.

Weitere Rückschlüsse über die Verdauung dieser Proteine innerhalb des Magens sind möglich. Dieses Verfahren erlaubt auch Aussagen über die Verdauung eines Proteins im Rahmen der Nüchtern- und Spontansekretion, demgegenüber im stimulierten Sekret.

Der verschiedene Säuregehalt und die dazu gehörende verschiedene Intensität der Proteolyse wird in dieser Methode auch berücksichtigt. Für die gastrale Proteolyse werden bei verschiedenem Säuregehalt verschiedene Enzymsysteme verantwortlich gemacht.

Andere Untersuchungsmethoden der Verdaulichkeit von Eiweißpräparaten stützen sich auf die Stickstoffabspaltung, die nephelometrische Methode und das Edestin Verfahren (nach MAIWALD (22,23)).

Diese Methode mißt die Spaltprodukte des Eiweißes, die in Alkohol gelöst sind. Diese Peptide haben Kettenlängen bis zu 6 C-Atomen. Mit zunehmender Säurebildung werden kleinmolekulare Peptide vermehrt gebildet. Das von MAIWALD und KITSCHENBERG (23) vorgestellte Untersuchungsverfahren berücksichtigt die Basalsekretion und die durch Pentagastrin mögliche

Maximalsekretion. Dabei wird die Säureabhängigkeit der Proteolyse berücksichtigt.

B. Diskussion der Ergebnisse

a) Zur Frage der Veränderung der Zahl alkoholextrahierbarer Folin-Gruppen in Abhängigkeit von der Inkubationszeit

Durch Einwirkung von Nüchternsekret erfolgt eine Freisetzung von Folin- und Biuretgruppen, welche auch nach längerer Inkubation (20') nur geringe Unterschiede der Durchschnittswerte erkennen lassen. Aus diesem Verhalten ist zu entnehmen, daß sowohl die Zahl alkohollöslicher folinpositiver Gruppen als auch die Zahl der Biuretgruppen nach Andauung des Fischeiweißes durch Magensaft auch nach längerer Inkubation in vitro mit Nüchternsekret nicht mehr vermehrt werden kann.
Bei Verwendung von pentagastrinstimulierten Sekret für die Fischeiweißverdauung bleibt die in den Proben durchschnittliche Zahl extrahierbarer Folingruppen nicht konstant, sondern fällt durch Inkubation ab. In diesem Zusammenhang macht sich ein Qualitätsunterschied bemerkbar, Goldbarsch verhält sich deutlich anders als Kabeljau. Dies gilt jedoch nicht nur für die alkohollöslichen folinpositiven Gruppen, sondern auch für die alkohollöslichen Biuretgruppen.
Insgesamt gesehen verbessert eine längere Einwirkung der Magenenzyme die Bildung alkohollöslicher Spaltprodukte nicht, es gehen unter Einwirkung der

sauren Fraktionen sogar weniger Biuretgruppen in den Alkoholextrakt ein. Auf Grund der Versuchsanordnung läßt sich nicht entscheiden, ob die Zahl der löslichen Dipeptide zugenommen hat.
Das Säureproduktionsvermögen hat verglichen mit der Inkubationszeit eine entscheidendere Wirkung auf die Bildung alkoholischer proteolytischer Spaltprodukte aus Fischeiweiß: Vergleicht man die Äquivalente freigesetzter folinpositiver Gruppen bei verschiedenen PAO des verwendeten Magensaftes (Abb. 9-12) wird deutlich, daß Säureüberschuß erheblich weniger folinpositive Gruppen für die Alkoholextraktion bereitstellt, als eine Proteolyse mit Magensaft von geringem Säuregehalt. Die Inkubation schafft gewisse leichte Unterschiede hinsichtlich der Freisetzung alkoholextrahierbarer folinpositiver Gruppen, bezogen auf die Qualität des Fischeiweißes.
Die nach 5 Min. erreichten Konzentrationen folinpositiver Gruppen werden jedoch dadurch nicht wesentlich verändert, wenn die säureabhängige Eiweißspaltung während 5 Min. zu einer bestimmten Grundkonzentration geführt hat.
Auch für die Zahl freigesetzter alkohollöslicher Biuretgruppen bleibt die genannte Vorstellung gültig: Zwar zeigen diese eine geringere Abhängigkeit von dem Säureproduktionsvermögen des Magens, verhalten sich aber ebenfalls deutlich verschieden entsprechend unterschiedlichem PAO. Beim Fehlen freier Säure ist die Biuretabspaltung deutlich höher als bei mittlerem und hohem PAO. Daraus wäre zu schließen, daß das Vorhandensein freier Säure zu einer Verminderung der Zahl alkoholextrahierbarer Biuretgruppen in alkoholischen Extrakten (Chymus) bei-

trägt.
Auch hier bestimmt die Säurekonzentration mehr als die Inkubationsdauer Abspaltungsmenge und Abspaltungszunahme in den einzelnen Fraktionen. Sicher ist auch hier eiweißspezifisches Verhalten zu erkennen, wonach Kabeljau bei hoher und niedriger Säureproduktion sich weniger konstant als die Proteolyse von Goldbarscheiweiß verhält.

b) Zur Frage des Einflusses der Lagerungsbedingungen auf die Verdaulichkeit verschiedener Fischarten

Die Untersuchung des Einflusses einer längerdauernden Lagerung auf die Verdaulichkeit von Fischeiweiß erbrachte mit der angewandten Versuchsanordnung ebenfalls deutliche Hinweise für die Möglichkeiten einer Qualitätsbegrenzung und damit Verwendbarkeit des Nahrungsverbrauchs.
Verfolgt man zuerst die Konzentration der in den alkoholischen Extrakt übergehenden folinpositiven Gruppen und ihre Veränderlichkeit in Abhängigkeit von der Lagerungsdauer, fällt auf, daß zwischen dem 1. und dem 20. Tag der Lagerung die entscheidende und damit offenbar für den Ernährungsgebrauch bedeutende Veränderung am Eiweiß stattfindet: Während das frische Fischeiweiß, gleichgültig ob es vom Kabeljau oder Goldbarsch stammt, bei Inkubation (5 und 20 Min. Werte) nur Konzentrationen alkoholextrahierbarer folinpositiver Gruppen in einer Größenordnung unter 5 mg Äquivalent Kasein/ml aufweist, zeigen die entsprechenden Werte gewonnen aus Fischeiweiß nach zwanzigtägiger und längerer Lagerung, unabhängig von dem Säure- und Enzympro-

duktionsvermögen des verwendeten Magensaftes, Konzentrationswerte der alkoholextrahierbaren Gruppen im Alkoholextrakt, die ein Mehrfaches der entsprechenden Werte aus Frischfisch darstellen.
Nach dem 37. bzw. 38. Tag besteht der Eindruck einer allmählich wieder abnehmenden Freisetzung von alkohollöslichen folinpositiven Gruppen, vielleicht als Ausdruck der abnehmenden proteolytischen Aktivität bedingt durch Gewebszerfallsprodukte.
Aus dem Verhalten ist zu schließen, daß das Untersuchungsverfahren geeignet ist, die proteolytische Aktivität des Magensaftes und die Brauchbarkeit von Fischeiweiß für die menschliche Ernährung nach längerer Lagerung zu beurteilen.
Das in den verwendeten Magensaftproben unterschiedliche Verhalten der Konzentration wurde absichtlich nicht umgerechnet, weil eine entsprechende Aussage nicht gewonnen werden kann.

c) Unterschiedliche Aussage der beiden Untersuchungsverfahren

Die mit den folinpositiven Gruppen gemachten Erfahrungen lassen sich auch auf das Ergebnis der Biuretuntersuchung übertragen.
Bei längerdauernder Inkubation (20 Minuten) zumindest bei kurzer Lagerung (unter 20 Tagen) kommt es zu stärkeren Veränderungen des Biuretwertes als Zeichen eines auch an den kleinmolekularen Peptiden fortschreitenden Abbaus der Biuretgruppen. Während der späteren Lagerungsphase (am 35. Tag) ist das Verhalten uneinheitlicher, wobei allerdings

offen bleibt, wodurch die großen Konzentrationsunterschiede sich erklären lassen.
Sicher spielt eine eiweißspezifische Komponente eine Rolle, denn Goldbarsch erweist sich gegenüber den Einwirkungen von Magensaft als weniger stabil, d.h. es lassen sich aus diesen Proben meistens höhere Konzentrationen biuretpositiver Gruppen im Alkoholextrakt nachweisen.
Die Untersuchung des Fischeiweißes nach sehr langer Lagerung ergibt schließlich vor allem in Gegenwart freier Säure nur sehr niedrige Konzentrationen biuretpositiver Gruppen im alkoholischen Überstand als Zeichen der weitgehenden Zerteilung auch der alkohollöslichen Peptide.

C. Bedeutung für die Diätetik

Es gab auch bisher bereits Möglichkeiten, das Alter von Fischeiweiß zu beurteilen. BRAMSTEDT (3) schlug für die Beurteilung des Alters eines Fanges Aminosäurenbestimmungen vor, insbesondere von Lysin und Glykokol. Mit Hilfe dieser Untersuchungen konnte bereits eine Unterscheidung getroffen werden. Das vorgestellte Verfahren hat gegenüber dem genannten einen gewissen Vorteil: Es erlaubt die Aminosäuren- und Peptidkonzentration für eine genauere Angabe der Grenze zwischen den einem Frischzustand entsprechenden Gegebenheiten und dem Zustand nach längerer Lagerung genauer zu unterscheiden. Dies ist von Bedeutung, wenn man bedenkt, daß bei der zunehmenden Verknappung von Nahrungseiweiß billige Nahrungseiweißquellen, wie Fisch, auch im Binnen-

land zunehmend genützt werden müssen und dann die Entscheidung zu treffen ist, ob ein länger gelagerter Fang noch für die menschliche Ernährung brauchbar oder nur noch für die Futtermittelherstellung geeignet ist.

VII. ZUSAMMENFASSUNG

In einer in vitro Vergleichsuntersuchung wurde geprüft, welchen Einfluß Lagerungsbedingungen auf die Verdaulichkeit von Frischfisch haben. Im Zusammenhang wurde auch untersucht, ob die Verlängerung der Inkubationsdauer mit Magensaft das Proteolyseergebnis verschieden lang gelagerter Fischeiweißproben entscheidend verändert. Nicht zuletzt interessierte, bis zu welchem Zeitpunkt Fischeiweiß nach Lagerung als unverändert betrachtet werden kann, aufgrund einer nach dem Frischfisch ähnlichen Verdaulichkeit.

Die Ergebnisse wurden mit älteren Untersuchungsverfahren verglichen und in ihrer praktischen Bedeutung besprochen.

VIII. LITERATUR

1. BECKER, V. Zwangl. Abhdlg. aus dem Gebiet der norm. und path. Anatomie. Heft 1 (Stuttgart 1957)

2. BICKEL, A. Über den Einfluß von Eiweißabbauprodukten auf die Magensaftsekretion. Arch. Verdauungs-Krh. 46 (1929) 70

3. BRAMSTEDT, F. Zur vergleichenden Biochemie der Eiweißverdauung des Magens unter besonderer Berücksichtigung des Kathepsins. Habilitationsschrift, Med. Fakultät Hamburg 1952

4. BRAMSTEDT, F. Eiweiß des Fisches aus: Fisch, das zeitgemäße Lebensmittel 66, Westliche Berliner Verlagsgesellschaft, Heenemann KG, 1969

5. BUCHS, S. Die proteolytischen Fermente des Magens. Ihre Eigenschaften und ihre Bedeutung für die Eiweißspaltung. Erg. inn. Med. u. Kinderheilkde. N.F. 30 (1970) 159

6. BUCHS, S. und FREUDENBERG, E. Die Rolle des Kathepsins bei der Eiweißverdauung. Erg. inn. Med. u. Kinderheilkde. N.F. 2 (1951) 544

7. CALVERY, H.O. The hydrolysis of crystalline egg Albumin by Pepsin, Papain hydrocyanic acid and pancreatic proteinase and the subsequent action of some other enzymus on the hydrolysis products produced by these enzymes. Journal of Biological Chemistry 102 (1933) 73

8. DAVENPORT, H.W. Physiologie der Verdauung.
Schattauer (Stuttgart, New York) 1971

9. DEMLING, L. Die Steuerung der Verdauung durch gastrointestinale Hormone und ihre therapeutische Beeinflussung.
Münchener med. Wschr. 108 (1966) 8

10. DEMLING, L. Der kranke Magen.
Urban und Schwarzenberg (München, Berlin, Wien) 1970

11. GREGORY, R.A. u. TRACY, H.J. The constitution and properties of two gastrins extracted from hog antral mucosa. Part one. The insolation of two gastrins from hog antral mucosa.
Gut 5 (1964) 103

12. HALLMANN, L. Klinische Chemie und Mikroskopie.
Thieme (Stuttgart) 1960 und 1966

13. HEIMANN, W. Grundzüge der Lebensmittelchemie.
Steinkoff (Darmstadt) 1972, 306

14. HENNING, N. Klinische Laboratoriumsdiagnostik.
Urban und Schwarzenberg (München, Berlin, Wien) 1966

15. HERNER, B. u. LANG, K. Medizinische Chemie für den klinischen und theoretischen Gebrauch.
Urban und Schwarzenberg (München, Berlin, Wien) 1957

16. HERNER, B. U. YSANDER, L. Chronic pancreatic insufficiency after Billroth II operations.
Acta medica scandinavica 166 (1960) 395

17. KARLSON, P. Biochemie.
Thieme (Stuttgart) 1967

18. KINSCHER, M. Einfluß der ph-Änderung auf die proteolytische Aktivität des Magensaftes in vitro.
Med. Diss. Würzburg 1973

19. KLINGMÜLLER, V. Biochemie, Physiologie und Klinik der Glutaminsäure.
Editor-Verlag (Aulendorf) 1955

20. KÜHNAU, J. Fisch, ein wertvoller Bestandteil der gemischten Kost aus: Fisch, das zeitgemäße Lebensmittel.
Westliche Berliner Verlagsgesellschaft KG 1969, 130

21. LINDENSCHMIDT, O. Pathophysiologische Grundlagen der Chirurgie.
Thieme (Stuttgart) 1958

22. MAIWALD, L. Erweiterte Verfahren der Magenfunktionsdiagnostik.
Habilitationsschrift, Med. Fakultät Würzburg 1970

23. MAIWALD, L. u. KITSCHENBERG, B. Verdaulichkeit von Nahrungseiweiß verschiedener Herkunft durch menschlichen Magensaft.
Z.f. Ernährungswissenschaft, 145-157 (1974) 4

24. MERTEN, R. Die Klinik und Chemie der Proteinasen des menschlichen und tierischen Organismuses, ihre besondere Bedeutung in seinen Abwehrleistungen und in der klinischen Diagnostik.
Erg. Inn. Med. und Kinderheilkde.N.F. 2 (1951) 49

25. MERTEN, R. — Das Magenkathepsin des Erwachsenen in seiner Bedeutung für die Verdauung der Nahrungsproteine. Klin. Wschr. 27 (1949) 635

26. MERTEN, R. — Gastroenterologia76 (1950) 255 nach Maiwald Habilitationsschrift Med. Fakultät Würzburg 1970

27. MERTEN, R. — Die Bedeutung des Magenkathepsins bei Verdauungsstörungen. Karger (Basel-New York) 1952

28. MERTEN, R. u. RATZER, H. — Zur Bestimmung proteolytischer Fermente im menschlichen und tierischen Organismus, zugleich eine Methode zur Erfassung des Kathepsins und Pepsins im Magen und Harn sowie des Trypsins im Duodenum. Dtsch.Z. Verdauungs- und Stoffwechselkr. 10 (1950) 87

29. MÜLLER-SEIFERT — Taschenbuch der medizinisch-klinischen Diagnostik. Bergmann (München) 1966

30. RODEWYK, L. u. SURMANN, Th. — Über die therapeutische Beeinflussung der Magensektretion durch Aminosäure. Dtsch. Med. Wschr. 88 (1963) 1689

31. SIEGENTHALER, W. — Klinische Pathophysiologie. Thieme (Stuttgart) 1973, 7o6

32. SCHORMÜLLER, J. — Lehrbuch der Lebensmittelchemie. Springer (Heidelberg, Berlin, New York) 1974, 349-362

33. SCHOFIELD, B. — Gastroenterologie, 1960, 511 nach Maiwald Habilitationsschrift Med. Fakultät Würzburg 1970

34. SCHWEITZER, N. Haben Aminosäuren schlechthin Sekretincharakter?
Biochem. Zschr. 107 (1920) 256

35. SEELIG, H.P. Gastrin
Thieme (Stuttgart) 1972

36. TAGAWA, J. Über die magensekretionsanregende Wirkung der salzsauren Aminosäuren.
I. Experimente am Menschen.
Biochem. Zschr. 243 (1931) 330

III. Experimente am Menschen bei duodenaler Einführung.
Biochem. Zschr. 243 (1931) 355

37. TANG, J. u. TANG, K. Purifikation and properties of a zymogen from human gastric mucosa.
J.biol. Chem. 238 (1963) 606

38. WALDSCHMIDT-LEITZ, E. u. KOFRANYI, E. Über die Struktur der Protamine. Strukturaufklärung des Clupeins (6. Mitteilung über enzymatische Proteolyse).
Z.physiol. Chem. 236 (1935) 181

39. WENDEROTH, H. Der Fisch in der Ernährung der Gesunden und Kranken aus:
Fisch, das zeitgemäße Lebensmittel.
Westliche Berliner Verlagsgesellschaft Heenemann KG 1969, 137

L e b e n s l a u f

Als einziges Kind des Franz Peter Schlosser und seiner Ehefrau Margarete, geb. Schmitzer, wurde ich am 8.3.1952 in Lippa/Rumänien geboren.

Von 1959 bis 1968 besuchte ich die deutsche Grundschule und das deutsche Gymnasium in Arad/Rumänien. 1968 kam ich mit meinen Eltern als Spätaussiedlerin in die Bundesrepublik Deutschland.

Von 1968 bis 1971 war ich Schülerin des Städt. St-Anna-Gymnasium in München. Dort legte ich im Juli 1971 die Reifeprüfung ab.

Im Wintersemester 1971 begann ich mit dem Studium der Humanmedizin an der Julius-Maximilians-Universität München. Im Sommersemester 1973 legte ich dort meine Ärztliche Vorprüfung ab.

1973 heiratete ich Udo-Roland Brandsch.

Vom Wintersemester 1973 bis zum Sommersemester 1977 studierte ich an der Julius-Maximilians-Universität Würzburg, wo ich im Oktober 1977 die Ärztliche Prüfung ablegte. Im November 1977 erhielt ich meine Approbation.

Seit 1.1.1978 bin ich am Städt. Krankenhaus Schweinfurt in der Inneren und in der Röntgenabteilung als Assistenzärztin tätig.

Würzburg, 13. Dezember 1979

Astrid Brandsch